

UNIVERSITÉ DE PARIS

ÉCOLE SUPÉRIEURE DE PHARMACIE

Année 1912-1913.

N° 7.

Recherches sur la présence des Azotates

DANS LES

PLANTES MÉDICINALES & ALIMENTAIRES

et, en particulier, dans les Plantes renfermant des

Glucosides Cyanhydriques

THÈSE

Pour l'obtention du diplôme de Docteur de l'Université de Paris

(PHARMACIE)

PRÉSENTÉE ET SOUTENUE LE

1913

PAR

COUPEROT, Ernest-Victor

PHARMACIEN A ROUEN

JURY

MM. BOURQUELOT, Président.
BERTHELOT, Professeur.
HÉRISSEY, Agrégé.

ROUEN

IMPRIMERIE GIRIEUD

1913



Digitized by the Internet Archive
in 2026

A MONSIEUR LE PROFESSEUR EM. BOURQUELOT,

Membre de l'Académie de Médecine,
Pharmacien en Chef de l'Hôpital Laënnec.

Hommage de respect et de reconnaissance.

A MA FAMILLE

A MES AMIS

UNIVERSITÉ DE PARIS

ÉCOLE SUPÉRIEURE DE PHARMACIE

Année 1912-1913.

N° 7.

Recherches sur la présence des Azotates

DANS LES

PLANTES MÉDICINALES & ALIMENTAIRES

et, en particulier, dans les Plantes renfermant des

Glucosides Cyanhydriques

THÈSE

Pour l'obtention du diplôme de Docteur de l'Université de Paris

(PHARMACIE)

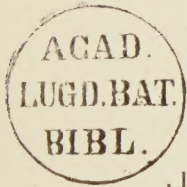
PRÉSENTÉE ET SOUTENUE LE

1913

PAR

COUPEROT, Ernest-Victor

PHARMACIEN A ROUEN



JURY

{ MM. BOURQUELOT, Président.
BERTHELOT, Professeur.
HÉRISSEY, Agrégé.

ROUEN

IMPRIMERIE GIRIEUD

1913

PERSONNEL DE L'ÉCOLE SUPÉRIEURE DE PHARMACIE

ADMINISTRATION

MM. GAUTIER, Directeur, *,  I.
BOURQUELOT, Assesseur, *,  I.
E. MUSSON, Secrétaire, *,  I.

PROFESSEURS

MM. GUIGNARD, Membre de l'Institut,
O *,  I. Botanique générale.
VILLIERS, *,  I. Chimie analytique.
BOURQUELOT, *,  I. Pharmacie galénique.
GAUTIER, *,  I. Chimie minérale.
RADAIS, *,  I. Cryptogamie.
BÉHAL, O *,  I. Chimie organique.
PERROT, *,  I. Matière médicale.
COUTIÈRE, *,  I. Zoologie.
BERTHELOT,  I. Physique,
GRIMBERT, *,  I. Chimie biologique.
MOUREU, Membre de l'Institut,
*,  I. Pharmacie chimique.
LEBEAU,  I. Toxicologie.
DELÉPINE,  I. Minéralogie et hydrologie.

Directeur honoraire : M. GUIGNARD, O *,  I.

Professeurs honoraires : MM. JUNGFLEISCH, O *,  I,
et BOUCHARDAT, O *,  I.

AGRÉGÉS EN EXERCICE

MM. GUERBET,  I.	MM. GUÉRIN,  I.
VALEUR,  A.	GUÉGUEN,  I.
BOUGAULT,  I.	LUTZ,  I.
TASSILLY,  I.	HÉRISSEY,  I.

CHEFS DES TRAVAUX PRATIQUES

MM. DEFACQZ,  I. Chimie générale.
COUSIN,  I. Chimie analytique.
SOUÈGES,  A. Micrographie.
MOURLOT,  I. Physique.
BARTHELAT,  I. Microbiologie.

Chef du Laboratoire des examens pratiques : M. JAVILLIER,  A.

Bibliothécaire en chef : M. DORVEAUX,  I.

RECHERCHES SUR LA PRÉSENCE DES AZOTATES

DANS LES

PLANTES MÉDICINALES & ALIMENTAIRES

et, en particulier, dans les Plantes renfermant

des

GLUCOSIDES CYANHYDRIQUES

INTRODUCTION

En juillet 1905, BOURQUELOT et DANJOU ont signalé la présence dans le Sureau noir, d'un glucoside cyanhydrique (1) qu'ils ont trouvé également dans le *S. nigra*, var. *laciniata* et var. *pyramidalis* L.; et dans le *S. racemosa*, L. (2); ils ont isolé ce glucoside quelque temps après (3) sous le nom de *Sambunigrine*.

Ils ont reconnu, en outre, que le Sureau noir (4) et le

(1) Em. BOURQUELOT et E. DANJOU. — Sur la présence d'un glucoside cyanhydrique dans les feuilles de Sureau, *Sambucus nigra*, L.; *C. R. Soc. Biol.*, 1^{er} juillet 1905, II, p. 18.

Em. BOURQUELOT et E. DANJOU. — Sur la présence d'un glucoside cyanhydrique dans le sureau et sur quelques-uns des principes immédiats de cette plante; *Journ. de Pharm. et de Chim.* (6), XXII, 154-162; 210-219; 1905.

(2) *Journ. de Pharm. et de Chim.*, loc. cit. (6) XXII, 1^{er} sept. 1905, p. 217.

(3) Em. BOURQUELOT et Em. DANJOU. — Préparation du glucoside cyanhydrique du Sureau à l'état cristallisé; *Journ. de Pharm. et de Chim.* [6], XXII, p. 219, 1^{er} sept. 1905.

(4) Em. BOURQUELOT et Em. DANJOU. — Présence d'azotate de potassium dans les feuilles du Sureau, *Journ. de Pharm. et de Chim.* [6] XXII, 1^{er} sept. 1905, p. 216.

Sureau pyramidal (1) contiennent du nitrate de potassium.

La production d'acide cyanhydrique par divers *Sambucus* a été signalée presque simultanément par GUIGNARD (2).

La présence de ces deux principes azotés, acide cyanhydrique et nitrate de potassium, pouvait laisser supposer une relation entre leurs quantités respectives aux différentes époques de la végétation : c'est pourquoi M. le Professeur Bourquelot me conseilla, comme sujet de travail, l'étude des variations périodiques de chacun d'eux dans certaines plantes où ils existaient à la fois.

Ensuite, la Pharmacie utilisant depuis longtemps la seconde écorce du sureau comme diurétique et sudorifique ; beaucoup de plantes médicinales et alimentaires ayant des propriétés analogues, j'ai été amené à rechercher les deux principes azotés du sureau dans une assez grande quantité de végétaux, à l'état frais et à l'état sec.

L'ensemble des dosages de l'acide cyanhydrique et des azotates dans plusieurs variétés de sureaux pendant deux années de végétation ; la discussion des résultats ; la recherche des glucosides cyanhydriques et des nitrates dans une grande quantité de plantes appartenant à un grand nombre de familles végétales diverses ; la comparaison des résultats obtenus, relativement à la simultanéité de leur présence dans ces mêmes plantes ; enfin, certaines observations se rapportant à l'effet de la dessiccation sur les propriétés pharmacodynamiques des plantes, constituent la partie principale de ce travail.

Pendant son exécution, j'ai reçu les bienveillants conseils de M. le Professeur BOURQUELOT et de mon ancien condisciple et ami, M. Henri HÉRISSEY, agrégé près l'Ecole Supérieure de

(1) Em. BOURQUELOT et Em. DANJOU. — Préparation de glucoside cyanhydrique des feuilles du Sureau pyramidal, *Journ. de Pharm. et de Chim.* [6], XXII, 1^{er} nov. 1905, p. 391.

(2) L. GUIGNARD. — Sur l'existence, dans le Sureau noir, d'un composé fournissant de l'acide cyanhydrique, *C. R. Ac. des Sc.*, 3 juillet 1905, CXLII.

Pharmacie de Paris. Je leur en exprime toute ma profonde reconnaissance.

Je remercie également M. le Professeur MÉNARD, de l'Ecole de Médecine et de Pharmacie de Rouen, qui a bien voulu m'autoriser à cueillir, dans le Jardin Botanique de Rouen, la plupart des espèces que j'ai analysées.

CHAPITRE I.

Les azotates dans les Végétaux.

HISTORIQUE

STAHL, le premier a signalé l'existence du nitre dans le règne végétal; (1) il avait, en effet, observé que certaines plantes fusent à l'état sec, et, parmi elles, la Pariétaire, le Tabac, le Fumeterre.

Un travail de ROSSIGNON (2) relate que cet auteur a trouvé dans le Bouillon blanc (*Verbascum*), du nitrate d'ammoniaque en quantité considérable.

Deux ans après, LIEBIG (3) s'exprime ainsi à l'occasion de ses recherches sur le rôle de l'acide nitrique dans la nutrition des plantes :

« Une foule de plantes, telles que *Borrage officinalis*, *Cochlearia officinalis*, *Mesembryanthemum cristallinum*,
« *Apium graveolens*, l'*Héliotrope*, le *Tabac*, etc., renfer-
« ment dans leur sève des quantités considérables de salpêtre
« qu'on ne rencontre jamais dans d'autres especes végé-
« tales venues sur le même terrain et dans le voisinage des
« premières. La présence constante de ce sel conduit à
« supposer que l'azote de l'acide nitrique n'est point employé
« par l'organisme végétal pour la formation des principes

(1) STAHL. — *Fundamenta Chymicæ*, pars II, page 105. Nuremberg 1747.

(2) J. ROSSIGNON. — Action de la Naphtaline sur les corps gras. Asparamide dans le suc de Betterave. — Nitrate d'ammoniaque dans le Bouillon blanc. *C. R., Ac. des Sc.*, XIV, 613-614, 1842.

(3) LIEBIG. — *Chimie appliquée à la Physiologie et à l'Agriculture*, traduit par Ch. GERHARDT, p. 326. Paris, Fortin, Masson et C^{ie}, 1844.

« azotés; car, autrement, cet acide devrait, à une certaine époque, disparaître dans la plante une fois que cette métamorphose serait effectuée. »

DESMAREST (1) pense que les plantes qui croissent dans le voisinage des habitations, sur le bord des chemins et dans les endroits fréquentés par les animaux, contiennent ordinairement du nitre; mais qu'on n'en rencontre pas, au contraire, dans celles qui croissent au milieu des champs, dans les lieux inaccessibles aux animaux, ou dans un sol artificiel parfaitement exempt de nitre; que, de plus, dans ces dernières conditions, les plantes habituellement nitreuses, telles que la Bourrache, le grand Soleil, la Pariétaire, paraissent ne végéter qu'avec peine; que leurs graines ne réussissent pas toujours, et que, lorsqu'elles produisent des plantes, celles-ci sont toujours tellement chétives, que la Bourrache, par exemple, n'atteint guère qu'une hauteur de dix centimètres et le grand Soleil une hauteur à peu près double.

Cette question, du reste, intéressait tous les agronomes de l'époque et, fréquemment, des communications étaient faites par des auteurs dont la grande préoccupation était surtout l'origine des nitrates de certaines plantes.

KUHLMANN (2) admettait que « l'acide nitrique, pour agir efficacement, devait, par l'action désoxygénante de la fermentation putride, être amené à l'état d'ammoniaque. »

BOUSSINGAULT (3), puis GEORGES VILLE (4) étudient la valeur des nitrates comme engrais; le second, surtout, effleure la question de leur fonction dans les organes de certaines

(1) J.-L. DESMAREST. — *Mémoire sur l'origine du nitre. C. R. Ac. des Sc.*, XLIII, page 316, 1856.

(2) KUHLMANN. — *Expériences chimiques et agronomiques*, p. 96. Paris, 1847.

(3) BOUSSINGAULT. — *De l'action du Salpêtre sur la végétation. C. R. Ac. des Sc.*, XLI, p. 845, 1855.

(4) G. VILLE. — *Note sur un nouveau moyen pour doser l'azote des nitrates, suivie de quelques expériences prouvant que le nitrate de potasse est décomposé par les plantes, et qu'à égalité d'azote le nitrate de potasse agit plus que le sel ammoniac. C. R. Ac. des Sc.*, XLI, p. 938, 1855.

plantes; il conclut que, pour être assimilé, l'azote doit être à l'état d'oxyde. Il voit là la raison pour laquelle le nitrate de potasse est un engrais bien supérieur au sel ammoniac (1).

En 1868, DUBRUNFAULT (2) approuve l'avis de TILLOY, pharmacien, à Dijon, et attribue comme lui la fermentation nitreuse des mélasses de Betterave à la présence d'une grande quantité de nitrate de potasse dans cette plante.

En 1873, BOUTIN (3) dose, sur les plantes sèches les quantités de nitrates que contiennent certaines variétés d'*Amarantus* de l'Inde, l'*A. Blitum* et l'*A. atropurpureus*. Ce dernier contient, à l'état sec, 22 gr. 77 d'azotate de potasse pour 1.000; les tiges se recouvrent d'une efflorescence de fines aiguilles de nitre. « Ces plantes pourraient donc, écrit-il, être cultivées comme engrais. »

Et, en effet, quelque temps après, BROSSET (4) cite à l'Académie des Sciences deux passages d'un livre de STAN-BELL, résident en Circassie, où cet auteur indique trois stations, sur la côte de la Mer Noire, où l'on cultive l'*herbe à salpêtre* ou *plante à nitre*, qu'il pense être une variété d'Amarante.

BARRAL (5) donne les quantités suivantes des nitrates dosés dans certaines variétés de betteraves et quelques autres racines :

(1) Cette raison ne peut être absolue : en effet, le sel ammoniac n'agit que par son azote; le salpêtre, au contraire, agit comme engrais azoté et comme engrais potassique. La comparaison avait donc été faite dans de mauvaises conditions.

(2) DUBRUNFAULT. — Sur la distillation des betteraves et la fermentation dite nitreuse, *C. R. Acad. des Sc.*, LXI, p. 275, 1868.

(3) A. BOUTIN. — Sur la présence d'une proportion considérable de nitre dans l'*Amarantus Blitum*, *C. R. Acad. des Sc.* LXXVI, 413, 1873.

A. BOUTIN. — Sur la présence d'une proportion considérable de nitre dans deux variétés d'*Amarantus*, *C. R. Acad. des Sc.* LXXVIII, 261, 1874.

(4) BROSSET. — Sur quelques passages de STAN-BELL, d'où l'on peut conclure que l'*Amarantus Blitum* est cultivé en Circassie pour le nitre qu'il contient. *Paris, 1841*, 2 vol. in-8°. — *C. R. Acad. des Sc.*, LXXIX, p. 1 274, 1874.

(5) G.-A. BARRAL. — Sur les nitrates qui se rencontrent dans les betteraves et quelques autres racines. *C. R. Acad. des Sc.* LXXXVII, p. 1084. 1878.

<i>Betterave Mammouth</i>	13,89	pour 100 de plante sèche.
— <i>Tankard</i>	11,39	—
<i>Chou-rave</i>	4,55	—
<i>Navet</i>	0,79	—

Un nouveau réactif de l'acide nitrique, la cinchonamine, dont le nitrate produit des cristaux insolubles, ayant été trouvé par MM. ARNAUD et L. PADÉ (1), ces auteurs l'utilisèrent pour rechercher les azotates dans un certain nombre de plantes ; ils le signalèrent ainsi dans les espèces suivantes :

Pariétaire officinale.

Pomme de terre.

Ortie.

Bourrache.

Digitale pourpre.

Ansérine des murs.

Ils font, en outre, cette remarque que, dans toutes ces plantes, la quantité de cristaux augmente du centre à la périphérie.

Mais le travail le plus étendu qui ait été entrepris sur ce sujet est celui de BERTHELOT et ANDRÉ (2).

A la station de Chimie végétale de Meudon, ces auteurs ont fait une longue série d'analyses sur des plantes dont toutes les parties ont été étudiées depuis l'ensemencement jusqu'à la formation de la graine. Leur but était d'établir *l'existence d'une nouvelle fonction végétale donnant lieu à la formation des azotates au sein de certains tissus végétaux et durant une période déterminée de la végétation. Cette fonction résulterait de l'action de certaines cellules, agissant sans doute à la façon du ferment nitrique de MM. MÜNTZ et SCHLÆSING.*

BERTHELOT et ANDRÉ ont également cherché à déterminer si

(1) MM. ARNAUD et L. PADÉ. — Recherche chimique des nitrates dans les tissus végétaux, *C. R. Acad. des Sc.*, XCVIII, p. 1488, 1884.

(2) BERTHELOT et ANDRÉ. — Sur l'existence et sur la formation des azotates dans le règne végétal. *Ann. Chim. et Phys.* [6], VIII, p. 5, 1886.

l'acide azotique préexiste dans les engrais, dans le sol arable, dans l'atmosphère ; ou bien s'il est formé par le végétal, au moyen des principes azotés du sol et des engrais. Ce travail considérable est divisé en cinq mémoires dont voici les principaux résultats et conclusions :

I. — MÉTHODES D'ANALYSES

Ce mémoire débute par l'examen des diverses méthodes de dosage des nitrates :

1^o *Méthodes indirectes.* — *a*) Dosage du carbonate de potasse après incinération ;

b) Reconnaissance par les phénomènes d'oxydation, soit par chauffage de l'extrait aqueux et constatation de la déflagration, soit par la formation d'iodure d'amidon après avoir ajouté un acide, de l'iodure de potassium et de l'amidon.

c) Dosage de l'azote total et distinction de ses divers états de combinaison :

Dosage de l'azote total en volume ; dosage de l'azote total sous forme d'ammoniaque par le procédé HOUZEAU (traitement par un mélange de chaux sodée, acétate de soude et hyposulfite de soude).

Dosage des sels ammoniacaux (procédés alcalimétriques) ;

Dosage de l'azote amidé (par la chaux sodée) ;

En retranchant l'azote ammoniacal et l'azote amidé de l'azote total, on a l'azote nitrique ;

2^o *Méthodes directes.* — *a*) Séparation de l'azotate en nature, par concentration et cristallisation.

b) Précipitation de l'acide azotique à l'état d'azotate d'émétine ou de cinchonamine (ARNAUD et PADÉ) ;

c) Séparation de l'acide azotique par distillation de l'extrait aqueux additionné d'acide sulfurique étendu et de bioxyde

de manganèse; on dose l'acide azotique dans le distillat (BOUSSINGAULT).

d) Procédé SCHLÆSING. — Transformation au sein des liqueurs des produits nitriques en bioxyde d'azote et dosage de ce dernier, soit en volume, soit par le permanganate de potasse.

La supériorité du procédé SCHLÆSING est certaine; aucune substance mélangée aux produits nitriques n'en altère les résultats. Aussi, les auteurs l'emploient-ils de préférence, avec une légère modification pour le cas spécial des dosages dans les végétaux. J'expose cette méthode plus loin (page 30).

II. — LES AZOTATES DANS LES VÉGÉTAUX

Leur présence universelle. — Par des analyses préliminaires sur la Bourrache, les Amarantes, la Consoude, etc., BERTHELOT et ANDRÉ montrent d'abord que les azotates existent surtout dans la tige, siège principal de leur production, alors que, parfois, la racine et la feuille en sont complètement dépourvus; tel est le cas de la Consoude qui ne renferme pas de produits nitriques dans sa feuille.

Ils ont ensuite recherché et dosé les nitrates dans un certain nombre de plantes, appartenant à divers degrés de la classification; voici le tableau qu'ils en ont dressé :

I	AZOTATE DE POTASSE pour 1.000 parties	
	Plante sèche	Plante humide
« <i>Hypnum triquetrum</i> (Mousses)	0,055	0,050
« <i>Equisetum Telmateia</i> (Equisetacées)		
Tiges	0,360	0,066
« <i>Pteris aquilina</i> (Fougères). . . Tiges.	0,300	0,053
« <i>Scirpus lacustris</i> (Cyperacées) . —	0,049	0,012
« <i>Juncus conglomeratus</i> (Joncées) —	0,180	0,065

II

« <i>Asparagus officinalis</i> : Asperge (Lil.)		
Tiges	0,300	0,044
« <i>Scilla nutans</i> : Jacinthe des bois (Lil.)		
Bulbes	0,077	0,024
« <i>Dactylis glomerata</i> (Graminées), Tiges	0,110	0,024
« <i>Triticum sativum</i> , { avant la floraison.	27,8	4,10
Blé (Graminées). { 8 jours après . .	11,20	2,10
« <i>Avena sativa</i> , Avoine (Graminées), avant		
la floraison.	9,5	1,03
Le même huit jours après. . . .	17,6	2,80

III

« <i>Pinus sylvestris</i> (Conif.), Jeunes pousses	0,21	0,049
• <i>Prunus domestica</i> , Prunier (Rosacées),		
Jeunes pousses.	0,12	0,026
« <i>Pyrus communis</i> , Poirier (Rosacées),		
Jeunes pousses	0,15	0,043

IV

« <i>Papaver Rhæas</i> , Coquelicot (Papaveracées), Tiges	31,6	1,60
« <i>Chelidonium majus</i> (Papaveracées),		
Tiges	2,2	0,24
« <i>Solanum tuberosum</i> , Pommes de terre		
(Solanées), Tiges.	15,4	1,06
« <i>Bryonia dioica</i> : Bryone (Cucurbitacées)		
Tiges	3,33	2,10
« <i>Plantago lanceolata</i> : Plantain (Plantaginées), Tiges	0,77	0,15
« <i>Lychnis dioica</i> (Caryophyllées), Tiges.	1,90	0,23
« <i>Galium Aparine</i> (Rubiaceées), Tiges . .	0,10	0,012
« <i>Chærophyllum temulum</i> : Cerfeuil (Ombellifères), Tiges	0,18	0,020

	Pl. sèche	Pl. humide
« <i>Euphorbia Cyparissias</i> (Euphorbiacées), Tiges	traces	»
« <i>Geranium Robertianum</i> (Géraniacées), Tiges	7,0	0,78
« <i>Senecio vulgaris</i> : Sèneçon (Composées), Tiges	0,49	0,071
« <i>Tanacetum vulgare</i> : Tanaisie (Com- posées), Tiges	0,75	0,076
« <i>Urtica dioica</i> : Ortie (Urticacées), Tiges.	12,6	1,8
« <i>Lamium album</i> : Ortie blanche (La- biées), Tiges	0,19	0,033
« <i>Reseda lutea</i> : Gaude (Résédacées), Tiges	51,9	0,74
« <i>Brassica alba</i> : Moutarde blanche (Cru- cifères), Tiges	2,80	0,48
« <i>Rumex acetosa</i> : Oseille (Polygonées), Tiges	0,38	0,042
« <i>Ranunculus acris</i> (Renonculacées), Tiges	traces	»
« <i>Trifolium pratense</i> : Trèfle (Légumi- neuses)	traces	»
« <i>Vitis vinifera</i> (Vinifères), septembre, vrilles	2,50	»
« <i>Atriplex nummularia</i> (Chénopodées), juillet, Feuilles	9,448	»
« <i>Enchylæma tomentosa</i> (Chénopodées), juillet, Feuilles	62,57	»
« <i>Rosa</i> (Rosacées), septembre, Tige . . .	0,0125	»
« <i>Cucurbita Pepo</i> , Cucurbitacées (sep- tembre) : Tiges	6,666	»
Feuilles	0,134	»
« <i>Portulaca oleracea</i> , Portulacées (sep- tembre) : Racine	19,48	»
Tiges	124,08	»
Feuilles	6,89	»

	Pl. sèche	Pl. humide
« <i>Sedum</i> , Crassulacées (septembre) :		
Tige	0,909	»
Feuilles	1,160	»
Racine.	0,900	»
Inflorescences. . .	0,000	»
« <i>Salvia hispanica</i> (Labiées), septembre :		
Racine.	3,80	»
Tige	18,64	
Feuilles	9,69	
Inflorescence . . .	4,89	»
« <i>Cannabis sativa</i> : Urticacées, plante mâle		
(septembre) :		
Racine.	0,037	»
Tige	0,176	»
Feuilles	0,028	»
Inflorescence . . .	0,010	»
Plante totale, 46 gr. 5 ; sèche. .	0,251	»
Même espèce : Plante femelle (septembre):		
Racine.	0,030	»
Tige	0,083	»
Feuilles	0,011	»
Inflorescence . . .	0,003	»
Plante totale, 41 gr. 7 ; sèche. .	0,127	»

Ces résultats ont amené les auteurs aux conclusions suivantes :

« Ainsi, presque tous les végétaux contiennent des azotates,
 « au moins pendant une certaine période de leur végétation :
 « aussi bien les Dicotylédones que les Monocotylédones et
 « les plantes des autres classes (Mousses, Fougères, Equi-
 « setacées, etc.) ; aussi bien les plantes terrestres que les
 « plantes aquatiques ; aussi bien les plantes annuelles que
 « les plantes vivaces et les arbres mêmes (Pin, Prunier,
 « Poirier). On les constate même sur les arbres, à la con-
 « dition d'opérer sur les pousses de l'année. La proportion

« des azotates, mesurée par un procédé d'analyse rigoureux,
« varie d'ailleurs depuis des quantités presque nulles jusqu'à
« 15 millièmes dans la Pomme de terre, 28 millièmes dans
« le Blé et même 150 millièmes dans certains *Amarantus*, à
« des périodes convenables de la végétation.

III. — LES AZOTATES DANS LES PLANTES AUX DIVERSES PÉRIODES DE LA VÉGÉTATION

D'après des dosages séries suivant le cours de la végétation de la Bourrache, les mêmes chimistes ont pu définir comme il suit la variation générale des quantités d'azotates :

« 1^o L'azotate de potasse existe déjà en dose appréciable
« dans la graine. Sa proportion, tant relative qu'absolue, croît
« à mesure que le végétal se développe, et cela jusqu'aux
« débuts de la floraison. Elle est alors maximum.

« Mais elle diminue à mesure que la fonction de reproduc-
« tion se développe; cette fonction donnant lieu à la formation
« des principes azotés qui détruisent l'azotate de potasse, dans
« une proportion plus forte qu'il ne se reproduit au sein du
« végétal.

« Vers la fin de la fructification, cette cause de consumma-
« tion de l'azote venant à diminuer, l'azotate augmente de
« nouveau, de façon à même atteindre, parfois, un poids
« absolu, supérieur à tous les précédents.

« 2^o L'azotate de potasse, en même temps qu'il augmente
« en proportion relative jusqu'à former plus de quatre
« centièmes du poids de la plante, s'approprie une dose
« croissante du potassium et de l'azote total contenus dans
« celle-ci. Cependant il n'a pas pris tout à fait le tiers du
« potassium au moment où sa quantité relative était
« maximum.

« 3° On voit encore que l'azotate de potasse peut com-
« prendre jusqu'au tiers de l'azote renfermé dans les
« principes albuminoïdes, principes dont l'oxydation dans la
« tige concourt à le former. Ce maximum se produit aux
« débuts de la floraison.

« Il est suivi d'un maximum répondant à la fructification;
« puis le rapport croît de nouveau et se rapproche du hui-
« tième de l'azote albuminoïde, à la fin de la vie du végétal. »

.
Les dosages exécutés sur d'autres plantes, (Amarantes,
Célosie, Luzerne, Consoude, etc.) ont d'ailleurs confirmé ces
déductions.

IV. — LES AZOTATES DANS LES DIFFÉRENTES PARTIES DES PLANTES.

En considérant les chiffres obtenus dans les dosages des
diverses parties des plantes étudiées, BERTHELOT et ANDRÉ
concluent :

Ainsi, aux débuts de la végétation :

« Les azotates sont surtout concentrés dans la tige, siège
« principal de leur formation, laquelle en renferme le maxi-
« mum, relatif aussi bien qu'absolu, tandis que la racine en
« contient moins : ce qui montre bien que les azotates conte-
« nus dans la Bourrache ne viennent pas du sol, du moins en
« totalité.

« Dans la feuille, au contraire, les azotates tendent à
« disparaître, étant transformés en principes protéiques, par
« suite des actions réductrices qui s'y exercent; cette dimi-
« nution des azotates dans la feuille a été remarquée, en effet,
« par tous ceux qui ont observé l'existence de ces sels dans
« les végétaux.

« Observons encore que, dans la Bourrache, aux débuts de
« la végétation, l'azote des azotates forme environ la moitié

« de l'azote protéique dans la tige et la racine; tandis qu'il
« n'en atteint pas les deux centièmes dans la feuille, ce qui
« est conforme à l'induction précédente.

« L'azotate contient à ce moment les deux tiers du potas-
« sium total, dans la racine; moitié dans la tige, six
« centièmes seulement dans les feuilles. Cependant, celles-ci
« renferment une dose absolue maximum de potassium, la
« dose relative de cet élément s'y trouvant égale à la moitié
« de ce qu'elle est dans la tige.

« De même, l'azotate de potasse forme le quart des maté-
« riaux solubles dans la tige et les racines; tandis que dans
« les feuilles, il n'en forme que les quatre centièmes.

« Au début de la floraison :

« Les azotates prédominent encore dans la racine et dans
« la tige, d'une façon absolue et surtout d'une façon relative.
« La tige en renferme le plus; ce qui montre bien qu'ils ne
« viennent pas de la racine, du moins en totalité.

« Le travail de la floraison est, en ce moment, tellement
« actif que les fleurs ne contiennent pas trace d'azotates, tout
« l'azote du salpêtre étant changé en principes protéiques à
« mesure qu'il arrive dans ces organes.

« De même, les feuilles renferment moins de un centième
« d'azotates, tandis qu'elles contiennent seize fois plus d'azote
« sous la forme de principes albuminoïdes.

A l'époque de la fructification (7 septembre), les dosages de nitrates dans la Bourrache ont amené les résultats suivants :

« A ce moment, les feuilles et les inflorescences n'en
« contenaient plus que des traces; la racine, point du tout.
« Ceci montre bien qu'à cette époque de la vie, la plante ne
« saurait emprunter les azotates au sol, tandis que les actions
« qui le produisent continuent à agir.

« En somme, la formation des principes azotés destinés à
« la reproduction avait fait disparaître, lors de la fructifica-
« tion, la presque totalité des azotates. . . . »

V. — FORMATION VÉGÉTALE DU SALPÊTRE

« Ainsi, nous sommes conduits à admettre que le salpêtre
« est formé par le végétal, au moins dans les plantes riches ;
« les faits observés ne semblent pas susceptibles d'une autre
« interprétation. La présence universelle du salpêtre dans les
« végétaux résulte probablement de l'exercice plus ou moins
« actif de la même fonction. Nous pensons qu'elle est dûe au
« jeu de certaines cellules, agissant dans l'intérieur de la
« plante, à la façon du ferment nitrique qui produit le
« salpêtre dans le sol, d'après MM. SCHLÆSING et MÜNTZ. »

CHAPITRE II.

L'acide cyanhydrique dans les Végétaux

HISTORIQUE

Bien que non défini chimiquement, l'acide cyanhydrique fut connu à diverses périodes de l'histoire; il formait la base d'un certain nombre de poisons violents obtenus par distillation des feuilles et des noyaux pilés de certaines Rosacées.

Les prêtres Egyptiens le possédaient, et l'histoire de l'Italie abonde en attentats commis grâce, pense-t-on, à sa terrible toxicité.

Il fut retiré du bleu de Prusse et caractérisé en 1872, par SCHEELE qui lui donna le nom d'*Acide prussique*. GAY-LUSSAC l'obtint ensuite du cyanure de mercure.

Ce furent ROBQUET et BOUTRON qui découvrirent sous quel état l'acide cyanhydrique paraît se trouver généralement dans les plantes (1).

Frappés de ce fait que les amandes amères ne donnaient d'acide prussique qu'après avoir été mises en contact avec de l'eau, ils les épuisèrent d'abord par l'alcool et retirèrent de ce véhicule un corps cristallisé, l'*Amygdaline*; le tourteau, après ce traitement, ne donnait plus ni acide, ni essence. Ils en conclurent que l'amygdaline était, dans les amandes, le corps générateur de l'acide cyanhydrique.

Sept ans après, LIEBIG et WOHLER (2) établirent la compo-

(1) ROBQUET et BOUTRON. — Nouvelles expériences sur les amandes amères. *Ann. de Chim. et de Phys.* [2] XLIX, p. 52, 1830.

(2) Ueber die Bildung des Bittermandelöls. *Ann. de Pharm.* XXII, p. 1, 1837.

sition de l'amygdaline et la formule de son dédoublement en glucose, acide cyanhydrique et aldéhyde benzoïque, sous l'influence d'un corps albuminoïde existant dans les amandes, l'*Emulsine*, et cela seulement en présence de l'eau.

Robiquet continua plus tard l'étude de l'émulsine qu'il réussit à isoler (1) sous le nom de *Synaptase*, il confirma son action particulière sur l'amygdaline et le mécanisme de la décomposition de cette dernière.

Plantes à acide cyanhydrique. — Peu à peu, on signala diverses espèces susceptibles de fournir de l'acide cyanhydrique dans des conditions analogues. D'abord faible, le nombre des végétaux connus pour offrir ce caractère augmenta rapidement, surtout dans ces dernières années. GRESHOFF en a donné le tableau synoptique suivant à la 76^e session de l'Association britannique pour l'avancement de la Science, tenue à York en août 1906 (2).

On y verra mentionné, en regard de chaque espèce, d'une part, l'auteur qui, le premier, y a découvert l'acide cyanhydrique, d'autre part, les deux corps volatils, qui d'ordinaire sont combinés à cet acide dans la plante, c'est-à-dire l'acétone (A) et la benzaldéhyde (B). Les lettres *n. B.* indiquent que le dégagement d'acide prussique, n'est pas accompagné de la formation d'aldéhyde benzoïque. Les cas où l'on est, à cet égard, dans l'incertitude complète sont marqués d'un signe — ; ceux où même la présence d'acide cyanhydrique est plus ou moins douteuse, d'un ?.

Enfin A* et B* signifient qu'il y a formation de corps voisins de l'acétone ou de la benzaldéhyde.

Les numéros des familles correspondent au système de BENTHAM et HOOKER, adopté dans l'INDEX KEWENSIS.

J'ai également introduit dans ce tableau, dans leur ordre de

(1) *Journ. de Ph. et de Chim.*, Extrait du procès-verbal de la Société de Pharmacie de Paris, mars et mai 1838.

(2) Ueber die Verteilung der Blausäure in dem Pflanzenreiche; *Arch. der Pharm.*, CCXLIV, 665-672, 1906; et sur la distribution de l'Acide Cyanhydrique dans le règne végétal, *Bull. des Sc. Pharm.*, XIII, nov. 1906.

classification, un certain nombre de plantes où l'acide cyanhydrique a été signalé depuis par TREUB (1905-1907-1909) (1).

LISTE DES PLANTES A ACIDE CYANHYDRIQUE

DICOTYL, POLYPETAL (Familles 1-90)

Famille 1. — *Ranunculaceæ*

n.B. *Aquilegia vulgaris* L. (JORISSEN, 1884).

n.B. » *chrysantha* Gray. (GRESHOFF, 1906).

— *Ranunculus arvensis* L. (JITSCHY, 1906).

— » *repens* L. (JITSCHY, 1906).

A. *Thalictrum aquilegifolium* L. (V. ITALLIE, 1895).

Famille 7. — *Berberidaceæ*

A. *Nandina domestica* Thunb. (DEKKER, 1906).

Famille 12. — *Cruciferae*

— *Lepidium sativum* L. (SCHULTZE, 1860).

Famille 18. — *Bixaceæ*

Sous-famille *Pangicæ* (Hydrocyaniferæ).

Erythrospermum phytholaccoides Gaertn. (TREUB, 1907).

A*. *Gynocardia odorata* R. Br. (GRESHOFF, 1890).

A*. *Hydnocarpus venenata* (inebrians), Gaertn. (GRESHOFF, 1890).

A*. *Hydnocarpus alpina* Wight. (GRESHOFF, 1890).

A*. » *anthelmintica* Pierre. (POWER, 1905).

A*. *Kiggelaria africana* L. (WEFERS BETTINK, 1891).

A*. *Pangium edule* Reinw. (GRESHOFF, 1889).

A*. » *ceramense* Feysm et Binnendyk. (GRESHOFF, 1889).

A*. *Ryparosa (Ryparia) caesia* Blume. (GRESHOFF, 1891).

A*. » *longepedunculata* Kurz. id.

(1) TREUB (M.). — Nouvelles recherches sur le rôle de l'Acide cyanhydrique dans les plantes vertes. *Ann. du Jard. Bot. de Buitenzorg*, 2^e série. Vol. IV, 1905; vol. XXI, 1907; vol. VIII, 1909.

A*. *Taraktogenos Blumei* HASSKL. (GRESHOOF, 1892).

A*. *Taraktogenos Kurzii* King. (POWER, 1904).

Homalium tomentosum Benth. (VAN ROMBURG, 1897).

A*. *Trichadenia zeylanica* Thn. (GRESHOFF, 1890).

Famille 34. — *Sterculiaceæ*

n.B. *Sterculia (Pterocymbium)* sp. (V. ROMBURG, 1897).

Famille 35. — *Tiliaceæ*

B*. *Echinocarpus (Sloanea) Sigun* Blume. (GRESHOFF, 1892).

Famille 36. — *Linaceæ*

A*. *Linum usitatissimum* L. (JORISSEN, 1884).

» *perenne* L. id.

Famille 41. — *Rutaceæ*

?. *Citrus medica* L. (DRAGENDORFF).

Famille 46. — *Dichopetalaceæ*

— *Chailletia cymosa* Hook. (DUNSTAN, 1903).

Famille 47. — *Olcaceæ*

B. *Ximenia americana (elliptica)* L. (ERNST, 1867).

Famille 50. — *Celastraceæ*

n.B. *Kurrimia ceylanica* Arn. (V. ROMBURGH, 1897).

Famille 53. — *Rhamnaceæ*

?. *Rhamnus Frangula* L. (GERBER, 1828).

Famille 55. — *Sapinidaceæ*

n.B. *Cupania* sp. (V. ROMBURG, 1897).

B. *Schleichera trijuga* Wild. (THUMMEL, 1889).

Famille 61. — *Anacardiaceæ*

B. *Corynocarpus laevigata* Forst. (Easterfield, 1903).

Famille 65. — *Leguminosæ-Papilionaceæ*

— *Dolichos Lablab* L. (LEATHER, 1906).

L. *Lotus arabicus* L. (DUNSTAN HENRY, 1900).

L. » *australis* Andr. id.

B. *Indigofera galegoides* D.C. (V. ROMBURGH, 1893).

- A. *Phaseolus lunatus* L. (DAVIDSON, 1884).
 A. » *Mungo* L. (LEATHER, 1906).
 — *Cicer arietinum* L. id.
 B. *Vicia sativa* (canadensis) L. (RITTHAUSEN, 1870).
 B. » *angustifolia* Clos. (BRUYNING, v.d. HAARST, 1899).
 B. » *hirsuta* Gray. id. id.
 B. » *macrocarpa* Bertol. (GUIGNARD, 1905).

Famille 66. — *Rosaceæ*
 Sous-famille. — *Pomeæ*

- B. *Amelanchier vulgaris* Mœnch. (WICKE, 1851).
 B. » *canadensis* Medic. (GRESHOFF).
 B. » *alnifolia* Nutt. id.
 B. *Chamaemeles coriacea* Lindl.
 B. *Cotoneaster integerrima* (*vulgaris*), Medic. (WICKE, 1851).
 B. *Cotoneaster microphylla* Wall. (GRESHOFF, 1896).
 B. » *affinis* Lindl.
 B. » *bacillaris* Wall.
 B. » *buxifolia* Wall.
 B. » *Francheti* Bois.
 B. » *frigida* Wall.
 B. » *horizontalis* Decne.
 B. » *acutifolia* Lindl.
 B. » *multiflora* Bgl.
 B. » *pannosa* Franh.
 B. » *thymæfolia* Baker.
 B. *Cratægus oxyacantha* L. (WICKE, 1851).
 B. » *orientalis* Bilb. (GRESHOFF, 1896).
 B. *Eriobotrya japonica* Lindl. (WICKE, 1851).
 B. *Osteomeles* sp. Lindl.
 B. *Photinia* (*Heteromeles*) *arbutifolia* Lindl. (LUSTIG, 1882).
Photinia serrulata Lindl. (GUIGNARD, 1906).
 » *variabilis* Hensl. id.
 » *Benthamiana* Hance. id.

- B. *Pirus* (*Cydonia*, *Malus*, *Mespilus*, *Sorbus*), sp. div.
 B. » *Aria* Ehrh.
 B. » *Aucuparia* Ehrh.
 B. » *Cydonia* L.
 B. » *japonica* Thunb.
 B. » *Malus* L. (I. 1850).
 B. » *germanica* Hook. f.
 B. » *pinnatifida* Ehrh.
 B. » *torminalis* Ehrh.
 B. » *americana* D.C.
 B. » *spectabilis* Ait. (GRESHOFF, 1896).
 B. » *Ringo* Wenzig. id.
 B. *Stranvæsia glaucescens* Lindl. (GUIGNARD, 1906).

Sous-famille. — *Pruneæ*

- B. *Nuttalia cerasiformis* Torr.
 B. *Prunus Amygdalus* Stokes. (BOHIN, 1801).
 B. » *Laurocerasus* L. (SCHRADER, 1803).
 B. » *armeniaca* L. (ITTNER, 1809).
 B. » *persica* Stokes. (VAUQUELIN, 1803).
 B. » *Padus* L. (ITTNER, 1809).
 B. » *Cerasus* L. id.
 B. » *nana*, Stokes. (GÆPPERT, 1827).
 B. » *serotina* Ehrh. (1850-1875).
 B. » *virginiana* L. id.
 B. » *avium* L. id.
 B. » *domestica* L. id.
 B. » *occidentalis* Sv. id.
 B. » *pensylvanica* L. id.
 B. » *Mahaleb* L.
 B. » *occidentalis* Sw.
 B. » *spinosa* L. (1850-1875).
 B. » *undulata* Buch. id.
 B. » *Capollin* Zucc. id.
 B. » *sphærocarpa* Sw. id.

- B. *Prunus Chamæcerasus* Jacq. (1850-1875).
 B. » *Puddum* Roxb. id.
 B. » *caroliniana* Ait. id.
 B. » *americana* (*canadensis*) Marsh. (1850-1875).
 B. » *lusitanica* L. (FLUCKIGER, 1879).
 B. » *alleganiensis* Porter. (GRESHOFF, 1896).
 B. » *Besseyi* Bailey. id.
 B. » *dicaricata* Ledeb. id.
 B. » *paniculata* Thunb. id.
 B. » *pendula* Desf. id.
 B. » *subhirtella* Miq. (V. DE VEN, 1898).
 B. » *adenopoda* Koord et Vol. (VON ROMBURG, 1898).
 B. » *javanica* Miq. id.
 B. *Pygeum africanum* Hooq. (WELWITSCH, 1860).
 B. » *parviflorum* TEYSM. (GRESHOFF, 1890).
 B. » *latifolium* Miq. id.

Sous-famille. — *Spiraceæ*

- B. *Spirea Aruncus* L. (WICKE, 1857).
 B. » *sorbifolia* L. id.
 B. » *japonica* L. id.
 B. » *Kneiffii* Hort. (GRESHOFF, 1906).
 B. » *Lindleyana* Wall. (GUIGNARD, 1906).
 B. » *prunifolia* Freb. et Zucc. id.
 B. *Exochorda Alberti* Regel. (GUIGNARD, 1906).
 B. *Neviusa alabamensis* A. Cray. id.
 B. *Kerria japonica* D.C. id.
 B. *Rhodotypos kerrioides* Sieb. et Zucc. (GUIGNARD, 1906).

Famille 67. — *Saxifragaceæ*.

- *Ribes aureum* Pursh. (JORISSEN, 1884).
 — » *nigrum* L. HEBERT HEINN, 1897).
 — » *grossularia* L. id.
 — » *rubrum* L. id.

Famille 74. — *Combretaceæ*.

- ? B. *Combretum constrictum* Laws.

Famille 75. — *Myrtaceæ*.

? B. *Psidium montanum* Sw.

Famille 76. — *Melastomaceæ*.

B. *Memecylon* Sp. div. (V. ROMBURGH, 1899).

Famille 79. — *Samydaceæ*.

B. *Homalium* (*Blackwellia*) Sp. div. (V. ROMBURGH, 1899).

Famille 82. — *Passifloraceæ*.

A. *Passiflora quadrangularis* L. (V. ROMBURGH, 1897).

A.	»	<i>laurifolia</i> L.	id.
A.	»	<i>princeps</i> Lodd.	id.
A.	»	<i>hybrida</i> Hord.	id.
A.	»	<i>carulea</i> Louv. (DEKKER, 1906).	
A.	»	<i>racemosa</i> Brot.	
—	»	<i>adénopoda</i> D. C. (GUIGNARD, 1906).	
—	»	<i>suberosa</i> L.	id.
—	»	<i>actinia</i> Hook.	id.
—	»	<i>maculata</i> Scanag.	id.
—	»	<i>edulis</i> Sims.	id.
—	»	<i>fœtida</i> L.	id.
—	»	<i>alata</i> Dryand.	id.
—	»	<i>amabilis</i> Hook.	(TREUB. 1907-1908).
—	»	<i>ambigua</i>	id.
—	»	<i>holosericea</i> L.	id.
—	»	<i>lanata</i> Willd.	id.
—	»	<i>minima</i> L.	id.
—	»	<i>Hebertiana</i> Bot. Reg.	id.
—	»	<i>hybrida</i> (Nees ?)	id.
—	»	<i>pulchella</i> H. B. et K.	id.
—	»	<i>violacea</i> Well.	id.

A. *Tacsonia* sp. (V. ROMBURGH, 1898).

A. *T. van Volxemii* Hook (DEKKER, GUIGNARD, 1906).

— *Modecca Wightiana* Wall. (GUIGNARD, 1906).

— *Ophiocaulon gummifer* Harv. id.

DICOTYLEDON, GAMOPET. (Familles 91-136).

Famille 91. — *Caprifoliaceæ*.

B. *Sambucus nigra* Linn. (BOURQUELOT, 1905).

Famille 92. — *Rubiaceæ*.

B. *Plectronia dicocca* Burck. (V. ROMBURGH, 1898).

Vangueria palembanica Miq. (TREUB, 1907).

Famille 96. — *Compositæ*.

B. *Chardinia xeranthemoides* Desf. (EICHLER, 1862).

B. *Xeranthemum annuum* L. (GRESHOFF, 1899).

B. » *cylindraceum* Sm. id.

B. *Centaurea aspera* L. (GERBER et COTTE, 1908).

Famille 100. — *Sapotaceæ*.

? B. *Bassia* (*Isonandra*) *Mottleyana* CLARKE.

B. *Lucuma Bonplandia* H. B. (ALTAMIRANO, 1876).

B. *L. mammosa* GUERTU.

B. *L. pomifera* PECH, c. a.

? B. *Payena latifolia* BURCK.

Famille 116. — *Asclepiadaceæ*.

B. *Gymnema latifolium* Wall. (GRESHOFF, 1890).

Famille 122. — *Convolvulacæ*.

B. *Ipomea dissecta* Wild. (PRESTOE, 1874).

» *sinuata* Orteg. (V. ROMBURGH, 1894).

» (*Merrimia*) *vitifolia* Sweet (WEEHUIZEN, 1906).

Famille 129. — *Bignoniaceæ*.

? B. *Osmohydrophora nocturna* BARB.

DICOTYLEDON, MONOCHLAMYD. — (Familles 137-172).

Famille 160. — *Euphorbiaceæ*.

— *Bridelia ovata* Decne (V. ROMBURGH, 1899).

» *tomentosa* Bl. (TREUB, 1907).

- *Elateriospermum Tapos* Blume (V. ROMBURGH, 1899).
 A. *Hevea brasiliensis* et *spruceana* Muell (HEYE, 1902).
 A. *Manihot utilissima* Pohl (HENRY, 1836).
 A. » *palmata* (Aipi), Pohl (FRANCIS, 1870).
 A. » *Bankensis* Hort. vog. (GRESHOFF, 1892).
 A. » *Glaziovii* Muell. id.
 — *Ricinus communis* L. (RITTHAUSEN, 1870).
 — *Jatropha angustidens* Muell (HEYLE, 1902).

Famille 162. — *Urticaceæ*.

- *Sponia virgata* Planch. (V. ROMBURGH, 1899).

Famille 169. — *Salicineæ*.

- ? *Salix triandra (amygdalina)* L. (BOUGAREL, 1876).

MONOCOTYL (Familles 173-207).

Famille 198. — *Araceæ*.

- Anthurium pedato radiatum* Schott (TREUB, 1907-1909).
 » *polyphyllum* G. Don. id.
 » *Harrisii* id.
Dracuntium spec. Kew. id.
 » *polyphyllum* L. id.
Diffenbachia spec. 94, 116 et 165. id.
Alocasia crassifolia Engl. id.
 » *acuta* Hall. f. id.
 » *porphyroneura* Hall. f. id.
 » *macrorrhiza* Schott. id.
 » *spec ? 28* id.
 » *Watsoniana* Masters. id.
 » *celebica* Engl. id.
 » *Augustiana* Lind. et Rod. id.
 » *Weitchii* Schott. id.
 » *indica* Schott. id.
 » *nobilis* Hall. f. id.
 » *pubera* Schott. id.
 » *longiloba* Schott. id.
 » *arifolia* Hall f. id.

Schizocasia Portei Schott (TREUB, 1907-1909).

n. B. *Arum maculatum* L. (JORISSEN, 1884).

n. B. *Colocasia gigantea* Hook. (V. ROMEURGH, 1897).

n. B. *Cytosperma lasioides* Griff. (GRESHOFF, 1890).

C. Merkusii Schott. id.

n. B. *Lasia aculeata* (Zollingeri) Lour. (GRESHOFF, 1890).

L. spinosa Thw. (TREUB, 1907).

Famille 207. — *Gramineæ*.

— *Glyceria aquatica* Wahlenb. (JORISSEN, 1884).

— *Gynerium argenteum* Nees (JITSCHY, 1906).

— *Melica altissima* L. (JITSCHY, 1906).

» *ciliata* L. id.

» *nulans* L. id.

» *uniflora* Ritz. id.

B. *Panicum maximum* Jacq. *P. muticum* Forsk, ea
(BRUNNICH 1903).

B. *Sorghum* (*Andropogon*) *vulgare* Pers. (DUNSTAN-
HENRY, 1902).

B. *Sorghum halepense* Pers. (GUIGNARD, 1905).

— *Stipa hystericina* Speg. (HEBERT-HEIM, 1904).

— » *leptostachya* Griz. id.

— *Zea Mais* L. (BRUNNICH, 1903).

Familles 208-210. — *Gymnospermæ*.

Famille 211. — *Cryptogamæ*.

Fungi.

? B. *Hygrophorus agathosmus* Fr. (LÆSEEHE, 1871).

? B. » *cerasinus* Berk. id.

? B. *Marasmius oreades* Bolt. id.

? B. *Pholiota radicata* Bull. id.

? B. *Russula foetens* Pers. id.

Il faut joindre à cette liste les plantes suivantes :

B. *Sambucus pyramidalis* L. (BOURQUELOT et DANJOU,
1905).

Sambucus laciniata L. id.

Centaurea aspera, L. (1). (GERBER et COTTÉ, 1908).

Linaria striata, L. (2). (BOURQUELOT, 1909).

Recherche de l'acide prussique par addition d'émulsine. — Les travaux de BOURQUELOT ont abouti à la création d'une méthode très facile et d'une grande sensibilité qui a permis de découvrir des glucosides (3) dans un certain nombre d'espèces où ces glucosides étaient ou non accompagnés d'émulsine ou d'un ferment analogue.

Parmi ces glucosides figurent la *sambunigrine*, signalée par BOURQUELOT et DANJOU dans plusieurs *Sambucus* (4) puis la prulaurasine, du Laurier cerise, obtenue par HÉRISSEY (5).

Glucosides. — L'acide cyanhydrique, longtemps considéré comme ayant pour seul générateur l'amygdaline, se trouve, en réalité, sous plusieurs autres formes composées dans le règne végétal : on découvre peu à peu ces glucosides différents.

Voici la liste qu'en donnait GRESHOFF en 1906 (6) :

1830. Amygdaline (ROBIQUET et BOUTRON-CHARLARD).

1874. Laurocérasine (LEHMANN).

1886. Manihotoxine (PEKOLT).

1891. Linamarine (JOKISSEN et HAIRS).

1891. Lotusine (DUNSTAN et HENRY).

1902. Dhurrine (DUNSTAN et HENRY).

(1) GERBER et COTTÉ. — Une nouvelle plante à Acide cyanhydrique. *Union pharmaceutique*, I L. Sept. 1908, p. 395.

(2) E. BOURQUELOT, *Journal de Ph. et de Chim.* [6] XXX, 385, 1909.

(3) EM. BOURQUELOT. — Recherche, dans les végétaux, du sucre de canne à l'aide de l'invertine et des glucosides à l'aide de l'émulsine (*Journal de Pharm. et de Chim.* [6] XIV, p. 481, 1901).

(4) E. BOURQUELOT et E. DANJOU. — Préparation d'un glucoside cyanhydrique du Sureau, à l'état cristallisé. (*Journal de Pharm. et de Chim.* XXII, p. 219, 1905).

(5) Sur la Prulaurasine, glucoside cyanhydrique retiré des feuilles du laurier cerise. (*Journal de Pharm. et de Chim.* [6] XXIII, p. 5, 1906).

(6) GRESHOFF. — Sur la distribution de l'Acide Cyanhydrique dans le règne végétal. (*Bulletin des Sc. Pharm.*, n° 11, Nov. 1906).

- 1903. Phaséolunatine (DUNSTAN et HENRY).
- 1904. Gynocardine (POWER et LEES).
- 1905. Corynocarpine (EASTERFIELD).
- 1905. Sambunigrine (BOURQUELOT et DANJOU).
- 1905. Prulaurasine (HÉRISSEY).

Depuis cette date, on a reconnu que la phaséolunatine était identique à la linamarine, et la laurocérasine doit faire place à la prulaurasine; de plus, BOURQUELOT et HÉRISSEY ont expliqué (1) l'isomérisie de la sambunigrine avec la prulaurasine et l'amygdonitrileglucoside.

De sorte que ces auteurs ont pu classer les glucosides cyanhydriques à aldéhyde benzoïque en deux séries auxquelles se rapportent tous ceux du tableau qui rentrent dans ce cas :

Amygdaline, phénylglycolonitrile biosides $C^{20}H^{27}Azo^{11}$.

Amygdaline

Isoamygdaline.

Phénylglycolonitrile glucosides, $C^{14}H^{17}Azo^6$.

Amygdonitrile glucoside de Fischer.

Prulaurasine.

Sambunigrine.

Ajoutons que, récemment, on a pu préparer le glucoside manquant dans la série des phénylglycolonitrilebiosides et correspondant à la sambunigrine. Ce glucoside a été appelé amygdaline-d (2).

(1) E. BOURQUELOT et H. HÉRISSEY, — Isomérisie dans les Glucosides cyanhydriques. Sambunigrine et prulaurasine (*Journal de Pharm. et de Chim.* [6] XXVI, p. 5, 1^{er} juillet 1905).

(2) Vernon K. Krieble. — *Journ. of the amer. chem. Soc.*, XXXIV, p. 716, 1912.

CHAPITRE III.

Dosage de l'acide nitrique et dosage de l'acide cyanhydrique dans les Sureaux

Par les tableaux qui précèdent, on voit combien l'acide cyanhydrique est répandu dans le règne végétal ; d'un autre côté, l'acide nitrique y existe également d'une façon très fréquente : de là l'idée de chercher s'il n'existait pas une relation entre leurs quantités respectives, soit que les glucosides cyanhydriques puissent aider à la formation des nitrates, soit, au contraire, qu'ils en dérivent après réduction.

Pour s'en rendre compte, il était nécessaire d'étudier parallèlement leurs variations pendant toute une période de végétation, sur des plantes qui les contiennent simultanément : les Sureaux répondent à cette condition et j'ai pu effectuer les dosages nécessaires des deux éléments.

Opérations préliminaires

La plante est cueillie par beau temps, l'après-midi, pour éviter les variations d'humidité dues à la rosée ; puis elle est portée immédiatement au laboratoire et séparée en ses différentes parties, feuilles, écorce, boutons, etc.

125 grammes de chaque partie sont incisés et épuisés par trois infusions successives à l'eau bouillante ; les trois colatures sont réunies et amenées à 500 centimètres cubes avec de l'eau distillée.

Sur ce volume, on prélève 50 centimètres cubes pour doser les nitrates.

Dosage de l'acide nitrique

Le procédé suivi est celui de SCHLÆSING, modifié pour son application aux dosages des nitrates végétaux et dans la partie relative à la mesure du volume des gaz, par BERTHELOT et ANDRÉ. J'y ai apporté moi-même une modification spéciale, destinée à faciliter le transvasement des gaz recueillis, grâce à une éprouvette spéciale décrite plus loin.

L'acide azotique réagit sur du protochlorure de fer en le transformant en sel de peroxyde, avec dégagement de bioxyde d'azote ; ce dernier est recueilli à l'état gazeux et on en mesure le volume que l'on compare à celui que dégage, dans les mêmes conditions, un poids connu de nitrate pur ; le rapport des deux résultats donne la proportion des azotates contenus dans le produit essayé.

On prépare la solution de protochlorure de fer en dissolvant 200 grammes de pointes de Paris dans l'acide chlorhydrique, filtrant et étendant la solution à un litre.

On se sert, pour le dosage, d'un ballon de 200 centimètres cubes muni d'un bouchon en caoutchouc traversé par un tube à entonnoir et à robinet. Un autre tube recourbé traverse le bouchon et vient amener le bioxyde d'azote dans une cuve à eau où il est recueilli dans des cloches graduées ; l'eau de la cuve est renouvelée et refroidie par un courant d'eau.

Dans le ballon, on verse 40 centimètres cubes de la solution de protochlorure de fer ; et, par l'entonnoir, on fait couler 40 centimètres cubes d'acide chlorhydrique, en refermant le robinet avant que tout l'acide ne se soit écoulé.

On chauffe et on maintient l'ébullition jusqu'à l'expulsion de tout l'air du ballon et des tubes ; puis, après avoir placé une éprouvette graduée à l'extrémité du tube adducteur, on verse dans l'entonnoir 5 centimètres cubes d'une solution d'azotate de potasse pur et sec (80 grammes par litre), qui donnent un volume de bioxyde d'azote variant, suivant la température et la pression, de 92 à 98 centimètres cubes. En ouvrant légèrement le robinet de l'entonnoir, on fait couler

cette solution de nitrate dans le ballon, en activant le feu pour éviter la rentrée de l'eau de la cuve dans le ballon ; l'on s'arrête au moment où il reste encore un peu de liquide dans le fond de l'entonnoir ; on lave ce dernier avec un peu d'acide chlorhydrique que l'on introduit ensuite dans le ballon avec les mêmes précautions, et l'on renouvelle ce lavage deux ou trois fois. L'azotate réagissant sur le protochlorure, il se produit du bioxyde d'azote qui est entraîné dans l'éprouvette graduée par la vapeur d'eau. On poursuit l'ébullition, on amène, en l'enfonçant plus ou moins, le niveau intérieur au niveau de l'eau dans la cuve et on lit le volume V du bioxyde d'azote dégagé.

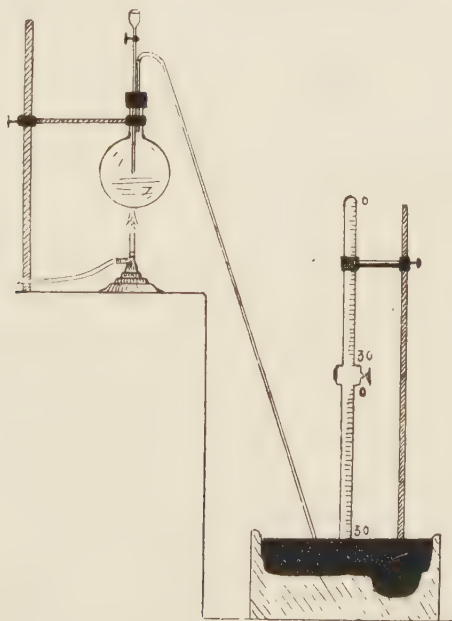
On place une deuxième éprouvette remplie d'eau à l'extrémité du tube de dégagement, et, en opérant de même que précédemment, on cherche le volume V' de bioxyde d'azote dégagé par les 50 centimètres cubes d'infusion de Sureau, qu'on fait réagir à leur tour sur la solution de fer maintenue à l'ébullition.

Cette méthode permet de faire successivement toute une série de dosages, les 40 centimètres cubes de solution ferreuse pouvant servir pour une douzaine de déterminations. Mais il faut avoir soin de maintenir constamment le liquide du ballon à un niveau sensiblement égal au volume primitif par des additions successives d'acide chlorhydrique étendu de son volume d'eau.

Le rapport $\frac{V}{V'}$ donne la proportion de nitrate contenue dans la liqueur introduite dans le ballon sans qu'il soit nécessaire de tenir compte de la température, de la pression ou de la vapeur d'eau.

Le bioxyde d'azote est un peu soluble dans l'eau et une autre petite partie peut être décomposée par l'oxygène dissous dans cette eau. Aussi, obtient-on plus d'exactitude en recueillant le gaz sur la cuve à mercure et transportant ensuite l'éprouvette sur la cuve à eau, seulement pour le temps nécessaire à noter le volume du gaz.

Modification Berthelot et André. — Dans le cas particulier du dosage des nitrates dans les végétaux, BERTHELOT et ANDRÉ observèrent que le bioxyde d'azote recueilli était mélangé à l'azote et à de l'hydrogène libres. Pour obtenir le volume exact du bioxyde, ces chimistes, après la mesure du volume total, transvasaient, sous la cuve à mercure, et à l'aide d'une cloche à robinet spéciale que BERTHELOT appelle *cloche à séparation* des gaz, le gaz de la première éprouvette graduée dans une autre également graduée; ils faisaient ensuite passer dans cette dernière une solution de protochlorure de fer : le bioxyde d'azote était absorbé après agitation; la différence entre le volume primitif et celui du résidu gazeux donnait le volume du gaz utile.



Modification de l'auteur. — Pour éviter ces divers transvasements, j'ai fait construire l'éprouvette à deux compartiments gradués représentée ci-contre. Le compartiment supé-

rieur est fermé et communique avec le compartiment inférieur par le boisseau d'un robinet étanche.

Le compartiment supérieur est rempli complètement de la solution de protochlorure de fer et fermée par le robinet médian ; après lavage très soigné, la chambre inférieure est remplie de mercure et le tout placé sur la cuve à mercure, au dessus du tube de dégagement. Après la fin de la réaction, on transporte l'éprouvette sur la cuve à eau pour y observer le volume total des gaz dégagés ; puis on reprend l'éprouvette et on l'installe dans une petite cuve contenant de la solution de protochlorure de fer ; on ouvre le robinet ; le gaz monte dans la chambre supérieure en traversant la solution de protochlorure qui la remplit ; après quelques agitations, le bioxyde est absorbé. On fait la mesure du résidu gazeux sur une cuve à eau et on a, par différence, le volume exact du bioxyde.

La formule $\frac{0,4 \times V}{V'}$ donne le poids de nitrates, exprimé en nitrate de potassium, contenu dans 50 centimètres cubes de l'infusion, ou dans 12 gr. 50 de plante ; et

$$\frac{0,4 \times V \times 80}{V'}$$

donne le résultat par kilogramme de sureau.

Dosage de l'acide cyanhydrique

Le reste de l'infusion de sureau (450 centimètres cubes), est mis dans un ballon d'un litre et additionné de 0 gr. 25 d'émulsine, préparée par la méthode de HÉRISSEY (1).

Après un contact de quarante-huit heures, pendant lesquelles on agite le ballon de temps en temps, on additionne de 0 gr. 50 d'acide tartrique et on raccorde aussitôt le ballon avec l'appareil à distiller ; l'extrémité du serpentín plonge dans de l'eau alcalinisée à la lessive de soude.

Quand on a distillé environ 30 centimètres cubes (quantité

(1) *Recherches sur l'Emulsine*, Thèse de Doctorat en Pharmacie, L. Declume, Lons-le-Saulnier, 1899, p. 44.

que quelques expériences préliminaires ont montrée suffisante pour entraîner tout l'acide cyanhydrique), on dose, dans le distillat, l'acide cyanhydrique par le procédé de DENIGÈS.

Le résultat trouvé, multiplié par le rapport $\frac{500 \times 8}{450}$ donne le poids d'acide cyanhydrique contenu dans un kilogramme de plante.

Vérifications

L'exactitude des méthodes qui viennent d'être décrites a été vérifiée par des dosages de divers mélanges d'amygdaline et de nitrates avec des corps neutres (carbonate de chaux) et avec des produits non susceptibles de contenir ces deux éléments (extrait de gentiane, extrait de coca, feuilles d'yèbles, d'oseille).

Les premiers essais ont été faits en 1906; mais, par suite des difficultés que j'ai eues à l'origine pour recueillir et mesurer le bioxyde d'azote dans les dosages des nitrates, je ne dois en retenir, pour ces derniers, que les résultats obtenus en 1907; l'emploi de la double éprouvette m'a permis alors une très grande exactitude.

J'ai commencé les analyses à l'apparition des premières folioles, les poursuivant jusqu'après la fructification et la maturité des fruits.

Espèces étudiées

Les espèces sur lesquelles ont porté ces dosages sont :

Sambucus nigra L.

(disposé en haies basses, arborescent et en arbrisseau).

Sambucus nigra L. (var. panaché).

Sambucus racemosa L.

Sambucus laciniata L.

Sambucus canadensis L.

Sambucus Ebulus L.

L'acide cyanhydrique existe dans le *S. nigra* L. (vert et panaché); dans le *S. laciniata* L. BOURQUELOT et DANJOU l'ont

signalé également dans le *S. pyramidalis* L. que je n'ai pas eu à ma disposition.

Les *S. nigra* L. (vert et panaché) et *S. racemosa* L. renferment des nitrates qui manquent dans le *S. Ebulus* L., même au moment de la naissance des folioles.

J'en ai trouvé également dans le *S. laciniata* L. où il n'avait pas encore été recherché (1).

Enfin, je dois signaler l'absence des deux principes qui nous intéressent ici dans le *S. canadensis* L., qu'on n'avait pas jusqu'ici étudié à ce double point de vue.

Comparaison entre les quantités d'acide cyanhydrique et des nitrates pendant une période de végétation.

Les tableaux suivants donnent, en parallèle, les résultats obtenus en 1906 et en 1907; le premier donne les analyses faites sur les folioles jeunes et sommités, et sur les feuilles; le second, sur les autres organes.

(1) E. COUPEROT. — Sur les proportions de nitrates contenues dans les plantes du genre *Sambucus* et sur celles d'acide cyanhydrique qu'elles fournissent aux différentes époques de leur végétation *C. R. de la Soc. de Biol.* LXI, 27 août 1906, p. 160.

ACIDE CYANHYDRIQUE ET NITRATES CONTENUS DANS LES FEUILLES (POUR 1,000 D'ORGANES FRAIS)

L'acide azotique est exprimé en nitrate de potassium.

DATES	S. NIGRA HAIE		S. NIGRA ABRESSEAU		S. NIGRA ARBRE		S. NIGRA PANACHE		S. LACINIATA		S. RACEMOSA	
	Acide cyanh.	Nitrat.	Acide cyanh.	Nitrat.	Acide cyanh.	Nitrat.	Acide cyanh.	Nitrat.	Acide cyanh.	Nitrat.	Acide cyanh.	Nitrat.
1906.												
28 mars (1).	0,2344	»	»	»	0,2727	»	»	»	»	»	»	»
20 avril (2).	0,3054	»	»	»	0,2619	»	»	»	0,4808	»	»	»
20 mai (3).	»	»	»	»	0,2540	»	»	»	»	»	»	»
21 mai.	0,2776	»	»	»	»	»	»	»	0,2005	»	»	»
20 juin (4).	»	»	»	»	0,4560	»	»	»	0,1870	»	»	»
28 juin.	0,2592	»	»	»	»	»	»	»	»	»	»	»
24 juillet.	0,2245	»	»	»	0,2145	»	»	»	0,4370	»	»	»
40 septembre.	0,2273	»	»	»	0,1860	»	»	»	0,4250	»	»	»
18 avril.	0,1840	4,56	0,1940	4,20	0,261	3,21	0,2650	3,58	»	»	2,105	»
25 avril.	»	»	»	»	»	»	0,1809	6,32	0,4250	4,95	»	»
20 mai.	»	»	0,2520	3,37	0,245	4,47	»	»	0,4323	2,81	»	5,60
4er juin.	0,2880	8,42	»	»	»	»	»	»	»	»	»	»
15 juin.	0,2720	4,31	0,1940	3,82	0,1970	3,71	»	»	0,0940	2,45	»	5,02
15 août.	»	»	»	»	»	»	0,4470	5,71	»	»	»	»
30 août.	»	»	0,4540	2,25	0,1850	3,41	0,4180	4,20	0,087	4,99	»	»
30 octobre.	»	4,45	»	»	»	»	»	»	»	»	»	»

(1) Folioles très jeunes et sommités réunies.

(2) Mélange de feuilles jeunes et de feuilles complètement développées, cueillies en effeuillant des branches entières.

(3) Apparition des grappes florales.

(4) Fin de la floraison.

ACIDE CYANHYDRIQUE ET NITRATES CONTENUS DANS LES ÉCORCES (POUR 1,000 D'ORGANES FRAIS)

DATES		S. NIGRA HAIE		S. NIGRA ARBRISEAU		S. NIGRA ARBRE		S. NIGRA PANACHÉ		S. LACINIATA		S. RACEMOSA	
		Acide cyanh.	Nitrat.	Acide cyanh.	Nitrat.	Acide cyanh.	Nitrat.	Acide cyanh.	Nitrat.	Acide cyanh.	Nitrat.	Acide cyanh.	Nitrat.
1906.	21 mai	0,0584	»	»	»	0,0345	»	»	»	»	»	»	»
	20 juin	0,0345	»	»	»	»	»	»	»	0,0144	»	»	»
	6 juillet	»	0,0129	»	»	0,0120	»	0,0290	»	0,0137	»	»	»
	24 juillet	0,024	»	»	»	»	»	»	»	0,0170	»	»	»
1907.	8 juin	0,031	3,56	0,034	2,61	0,029	1,71	0,0320	3,40	0,030	4,68	»	»
	46 juin	»	»	»	»	»	»	»	»	»	»	»	2,46
	15 août	0,029	3,25	0,028	4,43	0,016	2,67	0,0300	2,45	0,0290	4,27	»	»
	30 octobre	0,027	3,21	0,021	4,45	0,023	4,85	0,0280	2,45	0,0270	4,08	»	»
BOUTONS NON ÉCLOS (pour 1,000 d'organes frais).													
1907.	8 juin	»	»	0,013	1,41	»	»	0,0210	1,75	0,009	1,37	»	»
		FLEURS ÉCLOS (pour 1,000 d'organes frais).											
1907.	15 août	»	»	0,020	2,63	0,022	4,30	0,030	4,57	0,011	1,24	»	»
		BAIES VERTES (pour 1,000 d'organes frais).											
1907.	15 août	»	»	0,028	7,52	0,013	6,37	0,013	7,70	0,030	7,74	»	»

Les baies mûres ne renferment plus ni acide cyanhydrique ni nitrates.

Discussion des résultats.

L'examen des tableaux qui précèdent permet de formuler les propositions suivantes :

1° Les quantités respectives des acides cyanhydrique et nitrique existant dans les feuilles et les écorces vertes des divers Sureaux qui en contiennent varient suivant l'époque de l'année ; elles vont en augmentant, depuis le début de la végétation jusqu'à la période de floraison. A partir de ce moment, ces quantités diminuent pour arriver, après la maturité des fruits, à équivaloir environ aux proportions obtenues au printemps ;

2° La variation parallèle des deux acides peut s'interpréter ainsi :

Ou bien l'acide nitrique concourt à la formation de l'acide cyanhydrique ; et, comme la proportion de nitrates est peu variable, la plante reforme immédiatement sa provision de nitrates.

Ou bien les deux produits n'ont pas de relation de passage ; en effet, à aucun moment, nous ne voyons le *rapport de leurs quantités* se modifier d'une façon régulière et sensible ; d'autre part, les deux acides azotés ne paraissent pas indispensables l'un à l'autre, puisque des espèces absolument voisines comme les Sureaux donnent des résultats aussi différents que ceux qui suivent :

<i>S. nigra</i> L.	{	contiennent	{	acide nitrique.
<i>S. laciniata</i> L.				acide cyanhydrique.
<i>S. racemosa</i> L.		contient		acide nitrique seul.
<i>S. Ebulus</i> L.	{	ne	{	ni acide nitrique.
<i>S. canadensis</i> L.				ni acide cyanhydrique.

3° Dans la baie verte, dont la richesse en glucoside cyanhydrique est approximativement la même que celle de la feuille, nous trouvons une quantité de nitrates plus impor-

tante que dans les autres organes. Il y a là l'indication d'un rôle particulier de l'acide nitrique dans la formation de la graine et l'accomplissement de la fonction de reproduction ;

4° La proportion relative d'acide cyanhydrique varie, dans la même plante, avec les conditions climatiques : l'année 1906, exceptionnellement chaude et sèche, a donné des chiffres supérieurs à ceux de l'année 1907, où la température fut bien moins clémente : les analyses ont cependant été faites sur des échantillons cueillis sur les mêmes plantes.

CHAPITRE IV.

Considérations sur la présence et le rôle de l'acide nitrique dans les végétaux

L'absence de principes nitriques dans les *Sambucus Ebulus* et *canadensis*, pendant le cours entier de leur végétation, alors que leur existence a été maintes fois constatée dans beaucoup d'autres plantes, m'a engagé à les rechercher dans un certain nombre d'espèces de familles diverses.

Cet examen a été seulement qualitatif, car il suffisait ainsi au but proposé.

Recherche qualitative de l'acide nitrique. — Procédé DENIGÈS. — La plante, fraîchement cueillie, est mise à bouillir dans une capsule de porcelaine avec trois fois son poids d'eau ; après dix minutes, la décoction est passée et évaporée en consistance sirupeuse ; un centimètre cube du liquide est versé dans un tube à essai, additionné de tournure de cuivre et de deux centimètres cubes d'acide sulfurique. Enfin, on pose sur le bord interne du tube à essai une goutte de diphénylamine dissoute dans de l'acide sulfurique.

La moindre trace d'acide nitrique dans la plante amène, sur le trajet de la diphénylamine une coloration bleue intense qu'on rend encore plus sensible en plaçant le tube à essai en face d'une vitre dépolie éclairée par la lumière du jour.

Ce procédé est d'une sensibilité extrême en même temps que très rapide ; j'ai tenu à m'assurer plusieurs fois que lorsqu'il était négatif, ce fait n'était pas dû à une réaction secondaire : toutes les plantes ne bleuissant pas la diphé-

nylamine sulfurique et dans lesquelles j'ai ajouté la moindre trace de nitrate ont immédiatement produit la coloration bleue caractéristique. Je citerai notamment le *Sambucus Ebulus*, le *S. canadensis*, intéressants à cause de leur parenté avec les *S. nigra et laciniata*.

Voici la liste des plantes que j'ai pu essayer, soit récoltées au hasard de l'herborisation, soit cueillies dans le Jardin Botanique de Rouen. Les essais en ont été faits pendant le printemps 1908, jusqu'au milieu de juin.

LISTE DES PLANTES ANALYSÉES

Classées d'après l'ouvrage de M. L. GUIGNARD, intitulé : « *Jardin Botanique de l'Ecole supérieure de Pharmacie de Paris.* »

PLANTES OÙ J'AI TROUVÉ
DES NITRATES.

PLANTES OÙ JE N'AI PAS TROUVÉ
DE NITRATES.

ÉQUISETACÉES

Equisetum arvensis L.

FOUGÈRES

Asplenium adiantum nigrum L.

» *Ruta muraria* L.

Scolopendrium vulgare Smith.

CONIFÈRES

Pinus sylvestris L. (Pousses).

Pinus sylvestris L. (Feuilles).

Juniperus communis L.

GRAMINÉES

Panicum capillare L.

Panicum Cruæ galli L.

» *sanguinale* L.

» *virgatum* L.

» *miliaceum* L.

Setaria verticillata P. Bauw.

Setaria glauca P. B.

» *viridis* P. B.

Zea Mays L.

Zea caragua L.

Coix Lacryma L.

Andropogon Gryllus L.

» *distachyon* L.

» *hirtum* L.

» *muricatus* L.

Saccharum officinarum L.

» *strictum* L.

Sorghum vulgare L.

» *cernuum* Pers.

» *nigrum* L.

» *saccharatum*

Erianthus Ravennæ P. Bauw.

Glyceria plicata Fries.

» *aquatica* Walheub.

» *fluitans* R. Br.

Festuca uniglumis L.

Festuca Poa L.

Festuca rubra L.

» *tenuiflora* L.

Bromus arvensis L.

» *erectus* Hud.

» *maximus* Desf.

» *mollis* L.

» *inermis* L.

» *purgans* L.

» *secalinus* L.

» *sterilis* L.

» *rubens* L.

Brachypodium pinnatum P. Bauw.

» *sylvaticum* id.

Lolium temulentum L.

Lolium perenne L.

» *italicum* A. Brauw.

» *linicola* Sonder.

Agropyrum repens Rœm.

» *caninum* Rœm.

» *acutum* Rœm.

» *juncum* Rœm.

» *pungens* Rœm.

Secale cereale L.

» *creticum* L.

Triticum vulgare L.

Triticum durum Desf.

» *sativum* L.

» *turgidum* L.

Poa nemoralis L.

» *pratensis* L.

» *sudetica*.

Hordeum bulbosum L.

» *distichum* L.

» *hexastichum* L.

» *murinum* L.

» *vulgare* L.

Elymus arenarius L.

Bambusa nigra Tourn.

CYPERACÉES

Cyperus alternifolius L.

» *monti* L.

» *vegetus* L.

Carex arenaria L.

» *dealliana* L.

» *leporina* L.

» *canescens* L.

» *divulsa* Good.

» *maxima* Scop.

» *plantagina* L.

» *stricta* Good.

Cyperus asperifolius L.

» *olivaris* L.

» *Papyrus* L.

Carex riparia Curb.

» *glauca* Scop.

Carex humilis Leyss.

» *paludosa* Good.

LILIACÉES

Arum pictum L.

Colchicum autumnale L.

Allium Cepa L.

Asparagus officinalis L.

Ruscus aculeatus L.

Smilax Sarsaparilla L.

Convallaria maialis L.

AMENTACÉES

Juglans regia L.

URTICACÉES

Urtica urens L.

» *dioica* L.

Humulus Lupulus L.

Parietaria officinalis L.

EUPHORBIACÉES

Euphorbia Lathyris L.
» *pilulifera* Lam.
Mercurialis annua L.
Buxus sempervirens L.

POLYGONACÉES

Rheum palmatum L. *Polygonum Bistorta* L.
 Rumex Patientia L.

CHENOPODIACÉES

Beta rapacea L. *Chenopodium Bonus-Henricus* L.
Spinacia spinosa Mæench.

AMARANTACÉES

Amarantus sylvestris Desf.

RENONCULACÉES

Ranunculus aquatilis L.
 » *repens* L.
 Ranunculus arvensis L.
 Ficaria ranunculoides Dill.
 Helleborus viridis L.
Aconitum vulgare L. *Hydrastis canadensis* L.

PAPAVÉRACÉES

Chelidonium majus L.
Papaver somniferum L.
» *Rhœas* L.

FUMARIACÉES

Fumaria officinalis L.

CRUCIFÈRES

Nasturtium officinale Brow.
Erysimum cheiranthoides L.
Brassica Botrytis L.
Raphanus sativus L.

HYPÉRICACÉES

Hypericum perforatum L.

MALVACÉES

Althæa officinalis L.
» *rosea* L.
Malva sylvestris L.

CARYOPHYLLACÉES

Saponaria officinalis L.

GÉRANIACÉES

Geranium roseum L.
» *Robertianum* L.

BALSAMINÉES

Impatiens Noli-tangere L.

RUTACÉES

Ruta graveolens L.
Galipea officinalis Hanc.

LÉGUMINEUSES

Cæsalpina echinata Lam. *Melilotus officinalis* Tourn.

ROSACÉES

Potentilla argentea Lam. *Spirea Ulmaria* L.
Hagenia abyssinica Lam. *Rubus fruticosus* L.
 Fragaria vesca L.
 Agrimonia pratensis L.

SAXIFRAGACÉES

Saxifraga granulata L.

OMBELLIFÈRES

Apium graveolens L.
Conium maculatum L.
Cicuta virosa L.
Petroselinum sativum L.
Fœniculum vulgare L.
Angelica archangelica L.
Chærophyllyum sativum L.
Daucus Carota L.

ÉRICACÉES

Erica ciliaris L.

OLÉAGÉES

Fraxinus excelsior L.

APOCYNACÉES

Vinca major L.

Strophantus hispidus L.

Gelsemium sempervirens Pers.

GENTIANACÉES

Menyanthes trifoliata L.

BORRAGINACÉES

Symphitum officinale L. (tiges). *Symphitum officinale* L. (feuilles).

» *orientale* L. » *asperinum* L.

» *echinatum* L.

» *tuberosum* L.

CONVOLVULACÉES

Cuscuta Epilinum L.

SOLANACÉES

Solanum Dulcamara L.

Solanum nigrum L.

» *tuberosum* L.

Atropa Belladonna L.

Lycopersicum esculentum L.

Datura Stramonium L.

Hyoscyamus niger L.

Nicotiana Tabacum L.

SCROFULARIACÉES

Verbascum Thapsus L.

» *nigrum* L.

Digitalis purpurea L.

Digitalis lutea L.

Scrofularia nodosa L.

LABIÉES

Mentha piperita L.

Mentha aquatica L.

» *Pulegium* L.

Origanum vulgare L.

» *majorana* L.

Hyssopus officinalis L.

Nepeta Cataria L.

Thymus Serpyllum

Glechoma hederacea L.

Melissa officinalis L.

Marrubium vulgare L.

PLANTAGINACÉES

Plantago major L.

GUCURBITACÉES

Cucumis Melo L.

Cucurbita maxima L.

» *Pepo* L.

RUBIACÉES

Galium Aparine L.

Galium Cruciata L.

CAPRIFOLIACÉES

Sambucus nigra L.

» *laciniata* Mill.

» *racemosa* L.

Sambucus Ebulus L.

» *canadensis* Mol.

Viburnum Lantana L.

» *Opulus* L.

Lonicera caprifolium L.

COMPOSÉES

Cichorium Intybus L.

Taraxacum Dens leonis L.

Lactuca Scariola L.

» *virosa* L.

Tragopogon pratensis L.

Echinops exaltatus Smith.

Echinops Ritro L.

» *sphærocephalus* L.

Xeranthemum cylindricum Silth.

Actinomeris alternifolia D.C.

» *helianthoides* Nutt.

Lappa major L.

Carduus benedictus L.

» *tenuiflorus* Smith.

Cirsium arvense L.

» *oleraceum* Scop.

» *anglicum* Loisel.

Cynara Scolymus L.

Centaurea montana L.

» *Cyanus* L.

» *Scabiosa* L.

» *Jacea* L.

» *solstitialis* L.

Kentrophyllum cœruleum D.C.

» *lanatum* D.C.

Gnaphalium dioica L.

Helichrysum bracteatum L.

<i>Inula Helenium</i> L.	<i>Sylphium perfoliatum</i> L.
<i>Helianthus maximus</i> L.	
<i>Achillea millefolium</i> L.	<i>Achillea phtharmica</i> L.
	» <i>tanacetifolia</i> L.
<i>Anthemis tinctoria</i> L.	
<i>Chrysanthemum carinatum</i> L.	
<i>Pyrethrum caucasicum</i> Wild.	<i>Aplotaxis caudicans</i> D.C.
» <i>arvense</i> Salz.	
<i>Tanacetum vulgare</i> L.	
<i>Artemisia Absinthium</i> L.	<i>Artemisia laciniata</i> L.
» <i>vulgaris</i> L.	» <i>Dracunculus</i> L.
<i>Tussilago Farfara</i> L.	
<i>Arnica montana</i> L.	
<i>Senecio vulgaris</i> L.	<i>Senecio Jacobea</i> L.
	» <i>cineraria</i> .
	<i>Cacalia suaveolens</i> L.
	» <i>atriplicifolia</i> L.
<i>Dimorphoteca pluvialis</i> Moench.	
	<i>Calendula arvensis</i> L.
	» <i>officinalis</i> L.

Je n'ai donc pas trouvé de nitrates dans toutes les plantes ; et, parmi les plantes examinées, le nombre de celles qui n'en renferment pas semble assez important.

Quel peut être alors le rôle de l'acide nitrique dans la végétation ?

L'acide nitrique est un élément fixe de certaines espèces ; on l'y retrouve toujours, quelles que soient les circonstances où elles végètent ; au contraire, que ces circonstances varient pour une plante qui, d'ordinaire, ne présente pas les réactions des azotates ; qu'on la mette, par exemple, à vivre dans un terrain chargé de nitrates : il n'y aura pas davantage de nitrates libres ni dans la sève ni dans les organes. Les sels azotiques qui seront absorbés seront transformés immédiatement en d'autres principes plus appropriés à la végétation de cette espèce.

Une chose à retenir, cependant, c'est que dans les terrains très riches en azotates, la plante nitrophile en absorbe une

grande quantité et se développe avec d'autant plus de vigueur. Aussi, toute cause propre à enrichir le sol en nitrate déterminera le choix de l'habitat pour les plantes capables d'absorber ces sels directement : les terrains riches en matières organiques, meubles, aérés, où les fermentations se font facilement, comme les bois taillis, les pentes caillouteuses, verront croître la Digitale pourpre, l'Aunée, le Petit Houx, le Muguet, les Mauves ; alors que les bois humides, les marais, les rivières renferment très peu de plantes à nitrates.

Les murs et fossés bordant les routes, les haies, surtout près des habitations, les remblais de chemin de fer, les dépôts de plâtras aux abords des villes, tous enrichis par les produits usés de la vie animale, voient leur flore composée en plus grande partie par l'Armoise, la Douce amère, le Mille-feuille, le Pissenlit, le Tussilage, la Chélidoine, la Rue des murailles, la Bourrache, l'Argentine, la Pariétaire, la Ciguë, la Bardane, l'Herbe à Robert, le Gratteron, les Orties, la Violette, le Plantain, etc.

Le labour, en aérant le sol, contribue aussi à la formation des nitrates ; il a donc une grosse influence sur la répartition des plantes spontanées ; le Sèneçon vulgaire est bien plus fréquent dans les terres légères labourées comme les vignes que dans les Luzernes et les Trèfles avoisinants.

L'action de la culture se joint à celle du climat, et, dans les régions chaudes, nous savons que le Tabac et certains Amarantes accumulent assez de sels nitriques dans leurs tissus pour donner des efflorescences par la dessiccation.

Y a-t-il des caractères morphologiques ou anatomiques distinguant les plantes à nitre ? On peut remarquer, par les listes précédentes, que les végétaux qui ont des azotates dans leurs tissus appartiennent à des familles très diverses, et à peu près placées à tous les degrés de la classification. Cependant il semble que les plantes à feuilles très lisses et charnues en sont d'ordinaire privées ; il en est ainsi pour le groupe des *Allium*, alors que le groupe voisin, les *Asparaginées* a

des sels nitriques dans la plupart de ses espèces ; de même, les Cactées suivantes que j'ai examinées ne renferment pas d'acide azotique :

Phyllocactus phyllantoides D. C.

Opuntia Ficus indica D. C.

Cereus spinulosus Linn.

Cereus splendens D. C.

Opuntia monachanta Linn.

La diversité des espèces contenant de l'acide nitrique m'amène à penser que le rôle de cet acide est bien de servir : 1^o De moyen d'assimilation par les racines ; 2^o de réserve d'azote, et 3^o d'étape de transition, nécessaire entre les divers états de l'azote pendant la formation des tissus.

Mais, étant donné que dans les végétaux à nitrates, les glucosides et les alcaloïdes ne sont ni plus ni moins fréquents que dans les autres plantes ; qu'il ne paraît pas y avoir, comme je l'ai montré pour le glucoside cyanhydrique du Sureau, de relation de passage bien définie entre l'acide nitrique de la plante et ces autres produits azotés dont la fonction dans l'assimilation et la formation des tissus est bien déterminée,

L'assimilation de l'azote se fait certainement par des moyens différents suivant les espèces ; un des plus fréquents est bien l'absorption, la formation, puis la réduction des nitrates, mais il n'est pas indispensable à tous les végétaux.

Une des fins importantes de l'acide azotique doit être de servir de véhicule aux alcalis, au même titre que les autres acides végétaux (tartrique, malique, benzoïque, citrique, oxalique, etc.), qu'on rencontre dans certaines plantes en grandes quantités et que ces plantes se fabriquent elles-mêmes pour leur propre fonction de végétation. Les familles où l'on rencontre ces derniers acides en abondance (Polygonées, Ampélidées, Pomacées, Prunées, Aurantiacées), ne renferment pas, en général, de nitrate,

et les quelques espèces qui en donnent la réaction possèdent de très petites quantités de ces acides.

L'acide azotique est fabriqué de toutes pièces par certaines plantes, même vivant dans des sols non nitrés, et cela, à la fois à titre d'acide et à titre de réserve d'azote.

Mais dans les sols possédant des nitrates, et c'est le cas des terres arables, ces nitrates étant des éléments naturels de ces mêmes végétaux, pénètrent directement dans leur sève, fournissant à la fois :

- 1^o L'acide nécessaire à accumuler les alcalis utiles ;*
 - 2^o Un produit azoté utile à l'assimilation.*
-

Du choix des nitrates comme engrais d'élection dans les plantes à salpêtre.

Les remarques précédentes trouveront leur utilité dans l'application des engrais chimiques ; il est certain que les nitrates seront les engrais d'élection de toutes les plantes qui pourront les absorber directement ; car ils fourniront à ces espèces la facilité de puiser à la fois, sans travail supplémentaire, un *produit azoté* et un *sel potassique*.

La présence d'acide nitrique dans un végétal à cultiver sera un point de repère certain et l'indication absolue de préférer le nitrate de potasse à tous autres engrais azotés ou potassiques.

Il en sera ainsi, parmi les plantes de grande culture, des exemples suivants :

Pomme de terre.	Carotte.
Betterave.	Pavots.
Asperge.	Cucurbitacées.
Tabac.	Epinard.
Chou-fleur.	etc.

CHAPITRE V.

Recherche qualitative de l'acide cyanhydrique dans les végétaux

Lors des expériences précédentes relatives à l'existence des azotates dans un certain nombre de plantes, j'ai fait également la recherche qualitative de l'acide cyanhydrique. Quelques espèces m'ont donné des réactions positives.

Réactions. — On a indiqué plusieurs méthodes de recherche de l'acide cyanhydrique et de ses glucosides : en voici les principales :

1^o *Réaction de SCHENBEIN.* — Un papier à filtrer, imbibé de *teinture de gayac* à 4 0/0 de résine, puis d'une solution de sulfate de cuivre à 0.25 0/0, devient bleu dans une atmosphère contenant de l'acide prussique.

BOURQUELOT et BOUGAUT ont montré qu'on peut remplacer la teinture de gayac par :

Une solution de gaïacol (coloration rouge grenat).

Une solution de naphтол (coloration bleu mauve).

Une solution de veratrylanine (coloration violette).

Cette réaction du bleu de gaïac et ses analogues est commune à beaucoup de substances oxydantes ;

2^o *Réaction de DENIGÈS.* — On fait une liqueur opalescente avec :

2 cent. c. d'ammoniaque.

1 goutte de solution d'iodure de potassium à 10 0/0.
20 cc. d'eau distillée.

1 goutte de nitrate d'argent à N/10^e.

En plongeant dans l'atmosphère à essayer une baguette de verre mouillée de lessive de soude et en rapportant l'extrémité de cette baguette dans une goutte de réactif, l'opacité disparaît s'il y a de l'acide cyanhydrique ;

3° GUIGNARD (1), appliquant le procédé au picrate de soude a donné le procédé suivant :

A 100 grammes d'une solution d'acide picrique à 1/100^e, obtenue à chaud, on ajoute avant refroidissement complet, 10 grammes de carbonate de soude. Le sel de sodium se dissout très rapidement en donnant une liqueur limpide. Il suffit d'y tremper du papier à filtrer et de le laisser sécher.

Ce papier, suspendu dans un vase bouché contenant une solution cyanhydrique, prend une belle coloration rouge intense due à la formation d'isopurpurate de sodium ;

4° La réaction de l'oxydation de la *phtalophénone* fournit un autre papier très sensible (2).

On dissout 0 gr. 50 de phtaléine du phénol dans 30 centimètres cubes d'alcool absolu et, après avoir versé de l'eau distillée jusqu'à production d'un léger louche, on ajoute 20 grammes de soude. Dans cette solution rouge, on projette de la poudre d'aluminium par petites portions, jusqu'à décoloration de la solution, et on complète à 150 centimètres cubes par addition d'eau distillée bouillie et refroidie.

Au moment du besoin, on prend une bandelette de papier à filtrer imbibée d'une solution de sulfate de cuivre à 1 pour 2.000 et séchée; on l'imprègne de quelques gouttes de la solution de phtalaphénone.

Plongé dans une atmosphère renfermant de l'acide cyanhydrique, ce papier devient rose vif ;

5° Enfin, le procédé le plus sûr et le plus caractéristique est la formation du *bleu de Prusse* ;

(1) *Bulletin de Sc. Pharm.* 9^e année, XVII, n° 12, déc. 1907.

(2) E. THIÉRY. — Emploi de la phtalophénone pour la recherche de l'Acide Cyanhydrique, *Journ. de Pharm. et de Chim.* [6] XXV, p. 51, 1907.

Dans une solution alcaline de cyanure, on ajoute quelques gouttes du réactif suivant :

Perchlorure de fer, 3 cm. c.

Sulfate ferreux, 2 gr.

Eau distillée Q. S. pour 10 cm. c.

On porte à l'ébullition et on ajoute, par gouttes, de l'acide chlorhydrique jusqu'à ce que la liqueur ait repris sa transparence. Le dépôt bleu de Prusse qui se forme indique la présence d'acide cyanhydrique.

Méthode suivie.

125 gr. de plante sont mis à infuser dans 500 gr. d'eau bouillante et pressés ; environ 10 cm. c. de la colature sont versés dans un tube à essai et additionnés de 0.05 d'émulsine. Dans le haut du tube, et sans qu'elles touchent au liquide, on place une bandelette de papier au picrate de soude et une autre à la phtalophénone ; on bouche. En cas de résultat positif, les colorations apparaissent après quelque temps.

Le reste de la colature est versé dans un ballon ; on y ajoute 0 gr. 10 d'émulsine et on bouche ; après vingt-quatre heures, on additionne de 1 gr. d'acide tartrique, on raccorde à un appareil à distiller dont l'extrémité plonge dans une solution de :

Lessive de soude . . . V. gouttes.

Eau distillée 5 cm. c.

Quand, par la distillation, le volume atteint environ 30 cm. c., on arrête et on soumet le distillat à la réaction du bleu de Prusse citée plus haut.

Voici les plantes qui, après avoir été soumises aux trois réactions (picrate de soude, phtalophénone, bleu de Prusse), ont donné des résultats positifs (1).

(1) E. COUPEROT. — Sur quelques végétaux à Acide Cyanhydrique. *Journ. de Pharm. et de Chim.* [6], XXVIII, p. 542, 1908.

<i>Bambusa nigra</i> Tourn,	Graminées.
<i>Briza minor</i> L.	id.
<i>Catabrosa aquatica</i> L.	id.
<i>Lamarckia aurea</i> D. C.	id.
<i>Stipa tortilis</i> L.	id.
<i>Sorghum nigrum</i> L.	id.
» <i>saccharatum</i> L.	id.
<i>Holcus lanatus</i> L.	id.
<i>Poa pratensis</i> L.	id.
<i>Festuca Poa</i> L.	id.
<i>Aplotaxis caudicans</i> D. C.	Synanthérées.
<i>Centaurea montana</i> L.	id.
» <i>solstitialis</i> , L.	id.
<i>Pyrethrum caucasicum</i> Wild.	id.
<i>Dimorpholeca pluvialis</i> Mœnch.	id.
<i>Cirsium arvense</i> Lam.	id.

Remarque I. — On voit que quelques-unes de ces plantes à glucosides cyanhydriques sont très voisines d'espèces signalées par d'autres auteurs ; elles ont donc pu être examinées par ces derniers. Mais il est possible que, lors des expériences, si les chimistes n'ont pas ajouté d'émulsine (méthode BOURQUELOT), le manque ou l'insuffisance de ce ferment n'ait pas permis de déceler les réactions des dits glucosides.

Remarque II. — En rapprochant les espèces précédentes de celles qui ont été citées antérieurement dans les familles des Graminées et des Synanthérées qui fournissent la plus grande partie des plantes des prairies de France, on voit combien sont nombreuses celles qui renferment des composés cyanhydriques ; et l'on pourrait sans aucun doute leur attribuer beaucoup des accidents causés aux bestiaux lors de la pacation du printemps.

Remarque III. — Si, maintenant, parmi les plantes citées dans les tableaux précédents, nous recherchons celles où les deux acides cyanhydrique et nitrique ont été trouvés, à la fois, nous n'y voyons que les suivantes :

Sambucus nigra L., Caprifoliacées.

— *laciniata* Mill., Capr.

Pyrethrum caucasicum Willd, Syn.

Dimorphoteca pluvialis Moench., Syn.

Stipa tortilis L., Gram.

Sorghum nigrum L., Gram.

— *saccharatum* L., Gram.

— *vulgare* L., Gram.

Zea Mays, L., Gram.

Ainsi donc, l'acide nitrique ne se rencontre pas très communément en même temps que les glucosides cyanhydriques dans les végétaux ; par suite, il n'est pas indispensable à leur formation. L'acide prussique peut se produire aux dépens d'autres éléments azotés, de même que tous les autres composés qui concourent aux échanges nutritifs.

CHAPITRE VI.

Pertes en nitrates et en acide cyanhydrique pendant la dessiccation des Plantes.

Il m'a semblé intéressant, au cours des nombreux dosages de l'acide cyanhydrique et des nitrates dans les plantes fraîches, de me rendre compte, au point de vue pharmacodynamique, s'il y avait perte de ces éléments pendant la dessiccation, et quelle pouvait être son importance.

Pour chaque échantillon de sureau analysé, j'ai donc conservé un poids égal à la prise d'essai fraîche et je l'ai mis sécher à l'air libre, dans les mêmes conditions où sont séchées les plantes pharmaceutiques.

Après le temps nécessaire, l'échantillon sec était traité comme l'échantillon frais, par infusions, et les deux produits dosés de même.

Voici les résultats mis en regard pour les plantes fraîches et sèches :

DOSAGES

DANS LES ÉCHANTILLONS DE FEUILLES DE *Sambucus*,

FRAIS ET DESSÉCHÉS.

Essais rapportés à 1,000 de plantes fraîches.

ESPÈCES	DATES	NITRATES		AC. CYANHYD.	
		Frais	Desséchés	Frais	Desséchés
<i>S. nigra</i> . . . (haie).	1907. 1 ^{er} juin . . .	8,12	3,503	0,288	0,162
	15 août . . .	4,31	2,10	0,272	0,147
	30 octobre . . .	4,15	2,61	0,182	0,091
<i>S. nigra</i> . . . (arbrisseau)	25 mai . . .	3,37	1,83	0,252	0,1608
	15 août . . .	3,82	2,05	0,192	0,101
	30 octobre . . .	2,25	1,19	0,154	0,0907
<i>S. nigra</i> . . . (arbre).	25 mai . . .	4,17	3,61	0,245	0,158
	15 août . . .	3,74	3,115	0,197	0,108
	30 octobre . . .	3,11	3,15	0,185	0,108
<i>S. nigra</i> . . . (panaché).	25 mai . . .	6,32	3,198	0,1809	0,1224
	30 août . . .	5,71	2,46	0,147	0,132
	30 octobre . . .	4,20	1,95	0,118	0,090
<i>S. laciniata</i> .	25 mai . . .	2,81	2,55	0,1323	0,0904
	15 août . . .	2,45	1,90	0,094	0,054
	30 octobre . . .	1,99	1,60	0,087	0,034
<i>S. racemosa</i> .	25 mai . . .	5,60	4,19	»	»
	15 août . . .	5,02	3,95	»	»
BOUTONS NON ÉCLOS.					
<i>S. nigra</i> . . . (panaché).	1907. 8 juin . . .	1,75	1,034	0,021	0,014
	8 juin . . .	1,41	0,91	0,013	0,010
<i>S. nigra</i> . . . (arbrisseau)	8 juin . . .	1,037	1,02	0,009	0,006

DOSAGES

DANS LES ECORCES FRAÎCHES ET DESSÉCHÉES.

Essais rapportés à 1,000 d'organes frais.

ESPÈCES	DATES	NITRATES		AC. CYANHYD.	
		Fraîches	Desséchées	Fraîches	Desséchées
<i>S. nigra</i> . . . (haie).	1907. 8 juin	3,56	2,63	0,031	0,017
	15 août	3,25	2,73	0,029	0,023
	30 octobre . . .	3,21	2,45	0,027	0,021
<i>S. nigra</i> . . . (arbrisseau)	8 juin	2,61	1,51	0,034	0,029
	15 août	1,43	1,11	0,028	0,014
	30 octobre . . .	1,45	1,10	0,021	0,014
<i>S. nigra</i> . . . (arbre).	8 juin	3,44	1,71	0,029	0,011
	15 août	5,09	2,67	0,016	0,012
	30 octobre . . .	1,21	1,85	0,023	0,012
<i>S. nigra</i> . . . (panaché).	8 juin	5,40	3,15	0,032	0,013
	30 août	2,15	1,85	0,040	0,017
	30 octobre . . .	2,15	1,15	0,038	0,012
<i>S. laciniata</i> .	8 juin	1,68	1,27	0,030	0,023
	15 août	1,27	1,14	0,029	0,014
	30 octobre . . .	1,08	0,98	0,027	0,022
<i>S. racemosa</i> .	25 mai	2,46	1,84	»	»
FLEURS ÉCLOSES.					
<i>S. nigra</i> . . . (panaché).	1907. 8 juin	1,57	0,87	0,030	0,022
<i>S. nigra</i> . . . (arbrisseau)	8 juin	2,63	1,73	0,020	0,013
<i>S. nigra</i> . . . (arbre).	8 juin	1,30	1,01	0,022	0,0109
<i>S. laciniata</i> .	8 juin	1,24	1,09	0,011	0,007
BAIES VERTES.					
<i>S. nigra</i> . . . (arbre).	1907. 15 août . . .	6,37	2,79	0,013	0,007
<i>S. nigra</i> . . . (arbrisseau)	15 août	7,52	2,74	0,028	0,014
<i>S. nigra</i> . . . (panaché).	15 août	7,70	2,90	0,0132	0,006
<i>S. laciniata</i> .	15 août	7,74	3,15	0,030	0,021

Il y a donc une différence entre les quantités du glucoside cyanhydrique et des nitrates de la plante fraîche et celles de la plante desséchée ; la perte produite pendant la dessiccation peut varier depuis le cinquième jusqu'à la moitié de la proportion primitive.

Bien que séparées de la plante mère, les cellules continuent à vivre encore quelque temps et consomment les produits de réserve que contiennent les organes frais. Pour m'en rendre mieux compte, j'ai fait plusieurs dosages :

1° D'un échantillon frais ;

2° D'un échantillon cueilli en même temps que le premier et sur la même branche, et mis aussitôt à sécher dans une étuve à 60°.

Les résultats ont été identiques probablement parce que les cellules de l'échantillon séché ont été tuées rapidement.

Si nous comparons les résultats fournis par les différents organes, nous verrons de même que la perte la plus importante se produit dans les baies vertes ; il y a lieu de considérer dans ce phénomène l'état charnu des fruits qui maintient plus longtemps les cellules qui les composent dans un état d'humidité favorable à leur existence.

Ceci nous explique en même temps l'influence de l'état hygrométrique et de la température sur la perte subie pendant la dessiccation ; par temps humide, les organes végétaux coupés sont beaucoup plus lents à se dessécher ; ils vivent plus longtemps, et, par suite, détruisent d'autant plus les composés azotés et carbonés de leurs cellules.

L'aspect extérieur des plantes pharmaceutiques renseignait déjà sur le bon état de conservation ; l'analyse nous donne maintenant une preuve de leur meilleure qualité lorsqu'elles ont été séchées par un temps chaud et peu humide.

Remarquons que les plantes que j'ai essayées après les avoir séchées lentement n'étaient cependant pas envahies

par les microorganismes et avaient gardé leur aspect de bonne conservation. La diminution de leur teneur en nitrates et en glucosides ne peut être attribuée à une fermentation prolongée.

On voit ainsi combien il serait avantageux, surtout dans les années humides, d'opérer la dessiccation à l'aide d'étuves.

CONCLUSIONS

1° Bien que le rôle des glucosides cyanhydriques, d'une part, et des azotates, d'autre part, ne fasse aucun doute dans la formation des tissus des plantes, les analyses qui précèdent ne permettent pas de conclure qu'il y ait un rapport spécial entre eux ; à aucun moment, nous ne voyons l'un des deux produits diminuer au profit de l'autre. Il ne semble pas que les nitrates, dont l'absorption directe est possible, soient appelés à être la seule origine des glucosides cyanhydriques ; d'autant plus que beaucoup de végétaux ne les renferment pas à la fois.

Au contraire, ces deux classes de composés doivent concourir au même but, car nous voyons leurs proportions augmenter parallèlement jusqu'à l'époque de la floraison dans les organes verts ; à ce moment, ils émigrent vers le fruit en formation, en appauvrissant les autres organes ; ce transport est plus sensible pour l'acide nitrique que pour l'acide cyanhydrique : la fonction du premier dans la fructification paraît donc être plus importante que celle du second. Puis, chez les Sureau, les deux acides disparaissent complètement dans les fruits mûrs, alors que dans d'autres groupes, les Rosacées à noyau, par exemple, le glucoside cyanhydrique reste comme une importante réserve dans la graine ;

2° L'acide nitrique n'existant pas dans un certain nombre de plantes, n'est pas un des seuls moyens nécessaires à l'assimilation de l'azote ; il peut avoir une double utilité dans le mécanisme de la végétation : d'abord comme moyen d'absorption directe ou comme un des degrés de transformation

des composés azotés à l'intérieur des tissus ; puis et, je crois, surtout, comme acide servant au transport des alcalis, au même titre que les autres acides végétaux produits par les plantes elles-mêmes.

Néanmoins, la fréquence de proportions importantes de nitrates dans un grand nombre d'espèces utiles, fait de l'azote nitrique le meilleur engrais dont l'assimilation directe est possible ;

3^o L'examen d'un grand nombre d'espèces, tant au point de vue de l'acide nitrique que de l'acide cyanhydrique, m'a permis de constater et de signaler leur présence dans un certain nombre de plantes ;

4^o Enfin, j'ai pu observer dans quelles proportions ces produits disparaissent pendant la dessiccation des plantes à l'air libre et les causes les plus importantes de la diminution d'activité pharmacodynamique lors d'une dessiccation trop lente.

VU, BON A IMPRIMER :

VU :

Le Président de la thèse,

Le Directeur de l'Ecole,

EM. BOURQUELOT.

H. GAUTIER.

VU ET PERMIS D'IMPRIMER :

Le Vice-Recteur de l'Académie de Paris,

L. LIARD.

IMPRIMERIE GIRIEUD, ROUEN
